Annales Mycologici

Editi in notitiam Scientiae Mycologicae Universalis

Vol. XV. 1917. No. 1/2.

Fusaria autographice delineata.

Collectio specierum et ex herbariis variis selectarum et ab auctore lectarum cultarumque synonymis et excludendis additis quas determinavit, in sectiones digessit, comparavit cum Hypocreaceis analogis praemissis ad methodi naturalis normas et culturae purae experientiam

H. W. Wollenweber.

Vorwort.

Exsiccate aus folgenden Museen und Herbarien sind durchgesehen: Museum botanicum Berolinense (Dahlem), Brombergense-Germaniae; Hauniense-Daniae, Upsaliense-Sueciae; Herbarium: J. Lind, E. Rostrup-Daniae; E. Fries-Sueciae; Herbarium Biologicum Dahlemiense-Germaniae; Cesatianum, Notarisianum (Romae) et Saccardoanum-Italiae. Zum Vergleich sind herangezogen die Pilzkulturen der Association internationale des botanistes. Amsterdam, und die des Herrn C. D. Sherbakoff, Ithaca-New York (Cornell University Agric. Exp. Station Memoir 6 — 1915).

Als Grundlage der Bestimmung dienten sowohl lebende als trocken aufbewahrte reingezüchtete Arten der umfangreichen Sammlung des Verfassers.

Die Sammlung umfaßt 509 Abbildungen, welche im wesentlichen nach Exsiccaten aus obigen Herbarien hergestellt worden sind. Einer Reihe anderer Abbildungen liegen Reinkulturen der Sammlung des Verfassers sowie solche anderer Autoren und Institute zugrunde.

Es ist Wert gelegt auf eine getreue, einheitliche und übersichtliche Darstellung des mikroskopischen Befundes. Alle Zeichnungen sind mit dem Zeichenapparat nach Abbé entworfen, für die Sporen ist die tausendfache Vergrößerung zugrunde gelegt. Die Sporenausmaße sind hinzugefügt, wo irgend der Platz es gestattete. Bei der Auswahl der Sporen ist die Norm bevorzugt, deren Kriterien auf langjähriger Erfahrung mit Reinkulturen fußen. Trotzdem läßt sich die Tatsache nicht verkennen, daß durch eine andere Auswahl die Variabilität stärker hätte betont werden können, was ich vermieden habe. Aus diesem Grunde aber wird mancher die Originalexsiccate bei Zweifeln zu Rate ziehen wollen, um sich ein eigenes Urteil zu bilden. Um dies zu erleichtern, steht bei den Tafeln oben links schräg der Name des derzeitigen Eigentümers des Exsiccates („Dahlem" bedeutet „Museum botanicum Berolinense Dahlem"), darunter oft noch der des Voreigentümers. Die Überschrift enthält die Sammlung und den veröffentlichten Namen. Es folgen die Literatur, die oft ergänzt worden ist, darunter Substrat, Fundort und Sammler bzw. Autor. Unten steht das Ergebnis der Revision, nach welchem die Sammlung angeordnet ist, wie folgt:

Index

generum, sectionum, subsectionum

No. 1—67, Ascomycetes; no. 68—431, Fusaria

No.	Genera	No.	Sectiones	No.	Subsectiones
1	Neocosmospora				
2—50	Gibberella	2— 4	Lisea (Sacc).		
		5—30	Lateritium †		
		31—42	Eudiscolor †	31—39	Falcisporidia †
				40—42	Fusisporidia †
		43—49	Saubinetii †		
		50	Bipedispora †		
51—54	Calonectria	51—53	Euarachnites †		
		54	Submicrocera †		
55—59	Hypomyces	55—58	Pseudomartiella Wr.		
		59	Ramulariella Wr.		
60—66	Nectria		Willkommiotes Wr.		
67	Neonectria †				
68—431	Fusarium	68— 74	Arachnites †		
		75— 77	Camptospora †		
		78—109	Eupionnotes Wr.	78— 84	Aquaeductuum †
				85—109	Clamydospora †
		110—111	Sporotrichiella Wr.		
		112—118	Arthrosporiella Sh.		
		119—197	Roseum Wr.		
		198—222	Gibbosum Wr.		
		223—291	Lateritium †		
		292—353	Discolor Wr.	292—304	Neesiola †
				305	Trichothecioides †
				306—352	Erumpens †
				353	Spicarioides †
		354—357	Saubinetii †		
		358—395	Elegans Wr.	358—365	Orthocera †
				366—371	Constrictum †
				372—387	Oxysporum (cyanostroma) †
				388—395	Oxysporum (pallens) †
		396—422	Martiella Wr.		
		423—428	Pseudomartiella†		
		429—431	Ventricosum Wr.		

†) indicat „nov. gen.“ resp. „nov. sect. v. subsect“.

Species excludendae

No.	Genera	No.	Genera	No.	Genera
432—433	Fusariella	459—470	Ramularia	486—487	Libertella
434—438	Microcera	471—476	Cylindrocarpon	488—490	Myxosporium
439—448	Septogloeum	477—478	Fusidium	491	Colletotrichum
449	Cladosporium	479	Tuberculariа	492—503	Gloeosporium
450—453	Cercospora	480	Volutella	504—506	Ascochyta
454—455	Ovularia	481—484	Hymenula	507	Saccharomyces
456—458	Bactridium	485	Cylindrocolla	508—509	Dubia

Übersicht der Ergebnisse.

180 der 442 dargestellten sogenannten Fusarien sind deutlich voneinander zu unterscheidende Pilze. 69 davon scheiden aber vom Standqunkte der jetzigen Gattungsumgrenzung aus und gehören zu mindestens 20 verschiedenen Gattungen anderer Fungi imperfecti, meist Hyphomycetes, aber auch Sphaeropsideae und Melanconieae. Die übrigen sind zwar Fusarien, schließen aber 16 Varietäten ein. Der Rest von 95 Arten reduziert sich um mindestens 20 Arten, die als Conidienformen von Ascomyceten *(Gibberella, Calonectria, Hypomyces, Nectria)* nachzuweisen sind. Eine Übersicht dieser Verhältnisse geben die vorausgeschickten 67 Zeichnungen von Ascomyceten, die 29 Arten aus 6 verschiedenen Gattungen umfassen, deren eine neu ist *(Neonectria)*. Die Mehrzahl dieser Ascomyceten hat in Reinkulturen des Verfassers aus Conidien die Schlauchform entwickelt, was für viele bisher nicht gelungen war, während die übrigen die Annahme offen lassen, daß die Vergesellschaftung von Conidien und Schlauchform in ein und demselben Exsiccate eine zufällige sei. Solange nicht jeder Zweifel ausgeschlossen ist, lasse ich alle Fusarien in der Gattung bestehen, halte aber Gruppen mit bekannter Schlauchform, wie *Saubinetii, Lateritium, Arachnites, Pseudomartiella, Camptospora* gesondert, obwohl sie Übergänge zu Gruppen ohne bekannte Schauchform aufweisen. So ergibt sich schon jetzt eine Übersicht der analogen Verhältnisse. Man vergleiche die Artenreihe bei *Gibberella* von *G. effusa* bis *G. pulicaris* mit der der Sectio *Lateritium* von *Fusarium salicis* bis *F. sarcochroum*, und man wird aus der Ähnlichkeit der Conidienformen auf die Zugehörigkeit der Schlauchform schließen können.

Aber auch wenn man die Gruppen mit bekannter Schlauchform ausscheidet, bleibt der Gattung Fusarium noch ein Stamm von 70 Arten erhalten. Diese sind zum größten Teil bekannt, aber nicht immer scharf umgrenzt, ein Ziel, das durch diese Zeichnungen leichter erreicht wird. Viele alte Arten konnten geklärt werden, wenn es sich herausstellte, daß dieselbe Artnummer der Exsiccate in verschiedenen Schwesterexemplaren das gleiche mikroskopische Bild aufwies. Arten dagegen mit mehr als einem Originalexsiccate von verschiedenem Befund mußten fallen gelassen

werden, wie das *Fusarium roseum* Link. Sie erklären die große Verwirrung der späteren Nomenklatur und sind verantwortlich dafür, daß die Liste der Homonyme und Synonyme dieser Sammlung recht umfangreich geworden ist. Andererseits ist dadurch eine wesentliche Vereinfachung der Systematik erzielt worden. Das Studium der Exsiccate hat neben einigen Enttäuschungen eine Reihe erfreulicher Ergebnisse gehabt und nicht die Befürchtung bewahrheitet, daß sich einwandfreie Schlüsse nicht aus Exsiccaten ziehen lassen.

An die Fusarien schließen sich 67 Excludenda an. Diese sind nicht einfach beiseite geschoben, sondern bestimmt worden bis auf wenige Ausnahmen. Sie entlasten die Gattung *Fusarium* erheblich, führen aber vorübergehend eine Belastung anderer Gattungen, wie *Ramularia*, *Cylindrocarpon*, *Gloeosporium*, *Hymenula*, herbei. Viele dieser Pilze sind in der Natur wieder aufgefunden und in Reinkultur zur Entwicklung der Schlauchform veranlaßt, die sie in Gattungen wie *Mycosphaerella*, *Nectria*, *Glomerella*, *Calloria* weist, eine Tatsache, die bereits bekannt, für einige Formen aber neu ist.

Die Besprechung der Ergebnisse muß einer besonderen Arbeit vorbehalten bleiben, die auch die Neueinteilung der Gattung *Fusarium*, einen Schlüssel und die Beschreibung der Arten enthalten wird. In dieser Arbeit wird ebenfalls die Bestimmung der Arten dieser Sammlung begründet sowie der Nachweis erbracht werden, daß 200 bis 300 Namen aus der Gattung *Fusarium* gestrichen werden müssen.

Abbreviationes.

Am. = Amsterdam Hollandiae: Laboratorium phytopathol. Scholten.
B. D. = Herbarium Instituti biologici Dahlemiensis.
Br. = Museum botanicum Brombergense.
C. = Herbarium Cesatianum Romae.
D. = Museum botanicum Berolinense.
F. = Fusarium.
H. = Museum botanicum Hauniense.
L. = Herbarium J. Lind Daniae.
N. = Herbarium Notarisianum Romae.
R. = Herbarium E. Rostrup Daniae.
S. = Herbarium Saccardoanum Padovae.
Sh. = Collectio Sherbakoff, Ithacae Amer. bor.
U. = Museum botanicum Upsaliense Sueciae.
Wr. = Collectio autoris.

Collectio universalis.

ordine DIX tabularum.

1 No.	2 Index fungorum determinatorum = Correct names of specimens in collections indicated in last column under names given in column 6	3 Substrata fungorum	4 Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	5 Museum, collectio, cui fungus est
1[1]).	Neocosmospora vasinfecta Erw. Sm.	caul. Gossypii herbacei		Wr.
2.	Gibberella acervalis (Moug.), Wr. n. n., non Sacc.[2]).	ram. Alni glutinosae	Botryosphaeria alnicola Niessl	D.[4])
3.	Gibberella acervalis (Moug.), Wr. n. n., non Sacc.	rad. Quercus	Gibberella pulicaris (Fries) Sacc.	D.
4.	Gibberella acervalis (Moug.), Wr. n. n., non Sacc.	ram. Salicis capreae	† *Sphaeria acervalis* Moug.[3])	U.
5.	Gibberella effusa Rehm	ad lignum	Gibberella effusa Rehm	D.
6.	„ „ „	ram. Ulmi	† *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc. f. ulmi	D.
7.	Gibberella baccata (Wallr.) Sacc.	caul. Artemisiae absinthii	Gibberella cyanogena (Desm.) Sacc.	B. D.
8.	„ „ „ „	ram. Citri limoni	Gibberella pulicaris (Fr.) Sacc.	D.
9.	„ „ „ „	„ Laburni vulgaris		Wr.
10.	„ „ „ „	„ Robiniae pseudacaciae	Gibbera baccata Fuck.	D.
11.	„ „ „ „	cort. Sambuci nigrae	Sphaeria pulicaris Fries	D.

[1]) Species et varietates fide dignas numeris typis crassis exscriptis exstant.
[2]) Species, varietates, nomina nova nominibus typis propriis exscriptis exstant.
[3]) † Species synonymas et excludendas certas typis obliquis exstant.
[4]) cf. abbreviationes praemissas.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungos est
12a. 12b.	Gibberella baccata (Wallr.), Sacc.	ram. fl. Yuccae treculeanae		Wr.
13.	Gibberella evonymi (Fuck.) Sacc.	caul. Ampelopsidis quinquefoliae	Gibberella pulicaris (Fries) Sacc.	D.
14.	„ „ „ „	caul. Brassicae oleraceae	„ „ „ „	D.
15.	„ „ „ „	ram. Evonymi spec.	Gibberella evonymi (Fuck.) Sacc.	D.
16.	„ „ „ „	„ Piri mali	Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc.	B. D.
17.	„ „ „ „	„ Robiniae pseudacaciae	Botryosphaeria baccata	D.
18.	„ „ „ „	ad. lignum	Gibberella Saubinetii (Dur. et. Mont.) Sacc. forma lignicola	D.
19.	Gibberella moricola (Ces. et. Not.) Sacc	ram. Mori albae	† *Botryosphaeria moricola* Ces. et. Not.	U.
20.	„ „ „ „ „ „	„ „ „		D.
21.	„ „ „ „ „ „	„ „ nigrae var. pendulae		Wr.
22.	„ „ „ „ „ „	ram. Mori nigrae		Wr.
23.	Gibberella juniperi (Desm. sub. var.) Wr. n. n.	„ Forsythiae suspensae	Gibberella pulicaris (Fr.) Sacc.	Br.
24.	Gibberella juniperi (Desm. sub. var.) Wr. n. n.	ram. Juniperi virginianae	Sphaeria acervalis Moug. var. juniperi	U.
25.	Gibberella juniperi (Desm. sub. var.) Wr. n. n.	ram. Meliae azedarachis	Gibberella cyanogena (Desm.) Sacc.	D.
26.	Gibberella juniperi (Desm. sub. var.) Wr. n. n.	„ Sambuci nigrae		Wr.
27.	Gibberella pulicaris (Fr.) Sacc.	trunc. Corni sanguineae	† *Calonectria Rehmiana* Kirschst.	D.

28.	Gibberella pulicaris (Fr.) Sacc.	trunc. Evonymi japonici	† *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc. *f. evonymi japonici* D.
29.	„ „ „ „	ram. Sambuci nigrae	B. D.
30.	„ „ „ „	„ Sarothamni scoparii	D.
31.	Gibberella cyanogena (Desm.) Sacc.	trunc. Brassicae	Sphaeria cyanogena Desm. D.
32.	„ „ „ „	caul. „	„ „ „ U.
33.	„ „ „ „	trunc. „	Gibbera Saubinetii Mont. D.
34.	„ „ „ „	caul. Brassicae oleraceae	D.
35.	„ „ „ „	caul. Crambes maritimae	Nectria pulicaris Tul. D.
36.	„ „ „ „	ram. Sambuci nigrae	„ „ Fries D.
37.	Gibberella cantareiensis P. Henn.	ad. ram. indeterminat.	Gibberella cantareiensis P. Henn. D.
38.	Gibberella subtropica (Rehm) Wr. n. n.	caul. plantae ignotae	† *Gibberella pulicaris* (Fr.) Sacc. *v. subtropica* Rehm D.
39.	Gibberella cyanea (Sollm.) Wr. n. n.	rad. Robiniae pseudacaciae	† *Gibberella pulicaris* (Fr.) *robiniae* D.
40.	Gibberella heterochroma Wr. n. sp.	caul Artemisiae absinthii	Gibbera Saubinetii Fuck. (?) D.
41.	„ „ „ „ „	fol. Calami spec.	*Gibberella Saubinetii* (Mont.) Sacc. *f. calami* D.
42.	„ „ „ „ „	caul. Cheiranthi Cheiri	Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. B. D.
43.	Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc.	culm. Glyceriae aquaticae	„ „ „ „ D.
44.	„ „ „ „	caryops. et glum. Tritici speltae	† *Gibberella tritici* P. Hennings D
45.	„ „ „ „	caryops. Tritici vulgaris	Wr.
46.	„ „ „ „	caul. Zeae maydis	Gibbera pulicaris Fr. f. zeae maydis D.
47.	Gibberella flacca (Wallr.) Sacc.	„ Phytolaccae decandrae	† *Botryosphaeria dispersa* Not. U.
48.	„ „ „ „	vitices Solani dulcamarae	D.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungus est
49.	Gibberella flacca (Wallr.) Sacc.	baccis putridis Solani tuberosi		Wr.
50.	Gibberella tropicalis Rehm	fol. Olyrae micranthae	Gibberella tropicalis R.	D.
51.	Calonectria graminicola (Berk. et Brme.) Wr.	„ Secalis cerealis		Wr.
52.	„ „ „ „ „ „	caryops. Secalis cerealis		Wr.
53.	„ „ „ „ „ „	in germinibus subvivis Tritici		Wr.
54.	Calonetria massariae (Pass.) Sacc.	ram. Aceris campestris	† *Nectria massariae* Pass.	D.
55.	Hypomyces cancri (Rutg.) Wr.	caul. Cannabis sativae		Wr.
56.	Hypomyces ipomoeae (Hals.) Wr.	rad. Ipomoeae batatas	Nectria ipomoeae Hals.	Wr.
57.	Hypomyces leptosphaeriae (Niessl) Wr. n. n.	caul. Urticae dioicae	Nectria leptosphaeriae Niessl	D.
58.	Hypomyces leptosphaeriae (Niessl) Wr. n. n.	„ „ „	† *Fusarium sphaeriae* Fuck.	D.
59.	Hypomyces rubi (Osterw.) Wr.	rad. Rubi Idaei	† *Nectria rubi* Osterw.	Am.
60.	Nectria cucurbitula (Tode) Fr.	cort. Coniferarum	Nectria cucurbitula (Tode) Fr.	D.
61.	„ sanguinea (Sibth.) Fr.	lignum Laburni vulgaris		Wr.
62.	„ coccinea (Pers.) Fr.	trunc. Fagi silvaticae		Wr.
63.	„ ditissima Tul.	ram. Fagi silvaticae		Wr.
64.	„ galligena Bres.	„ Piri mali		Wr.
65.	„ „ „	gallos Salicis purpureae	Nectria galligena Bres.	H.
66.	„ Jungneri P. Henn.	trunc. arboris ignotae	† *Fusarium Victoriae* P. Henn.	D.
67.	Neonectria ramulariae Wr. n. sp.	vitices Rubi fruticosi		Wr.

68.	Fusarium Kühnii (Fuck.) Sacc.	lich. Aesculi hippocastani L. cortice	F. (Fusisporium) Kühnii (Fuck.) Sacc.	S.
69.	„ „ „ „	lich. Populi pyramidalis	† *Fusisporium Kühnii* Fuck.	D.
70.	„ „ „ „	cort. Ulmi campestris		Wr.
71.	Fusarium minimum Fuckel.	fol. segetum	Fusarium oxysporum Cesati	C.
72.	„ „ „	„ graminum	Fusarium minimum Fckl.	D.
73.	„ „ „	glum. Tritici duri	Fusarium tritici (Liebm. ?) Eriks.	S.
74.	„ „ „	fol. Secalis cerealis	Fusarium nivale (Fries)	L.
75.	Fusarium Magnusianum Allesch.	ram. Salicis incanae	Fusarium Magnusianum Allesch.	L.
76.	Fusarium cavispermum Corda	cort. Fagi	socia Nectria episphaeria (Tode) Fr.	Br.
77.	„ „ „	„ Piceae excelsae	socia Nectria cucurbitula (Tode) Fr.	Br.
78.	Fusarium aquaeductuum Lagh. non Radlk. et Rabh.	aquaeductibus metallicis	loco classico legi	Wr.
79.	Fusarium aquaeductuum Lagh. non Radlk. et Rabh.	in rivo „Innerste“		Wr.
80.	Fusarium aquaeductuum Lagh. non Radlk. et Rabh.	„ „ „Mleczna“		Wr.
81.	Fusarium aquaeductuum Lagh. var. pusillum Wr. n. v.	in aquis limosis		Wr.
82.	Fusarium aquaeductuum Lagh. var. volutum Wr. n. v.	in aquaeductibus?	Fusarium aquaeductuum Radlk. et Rabh.	Am.
83.	Fusarium stromaticola P. Henn.	cort. Betulae	Fusarium stromaticola P. Henn.	L.
84.	„ „ „	„ cujusdam arboris	† *Fusarium pyrochroum Desm. var. diatrypellicola*	D.
85.	Fusarium dimerum Penz.	caul. Baptisiae tinctoriae	† *Fusarium baptisiae* P. Henn.	D.
86.	„ „ „	rad. Betae vulgaris	Pionnotes betae (Desm.) Sacc.	U.
87.	„ „ „	legum. Leguminosarum	Fusarium dimerum Penz.	U.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungos est
88.	Fusarium dimerum Penz.	in Phragmitis communis caespit. Ustilaginis grandis	Fusarium ustilaginis Rostrup	L.
89.	„ „ „	tub. Solani tuberosi	Fusarium dimerum Penz.	Sh.
90.	Fusarium dimerum Penz var. majusculum Wr. n. v.	caul. Althaeae roseae		Wr.
91.	Fusarium dimerum Penz. var. majusculum Wr. n. v.	epic. Cucurbitae	Fusarium roseum Link.	S.
92.	Fusarium merismoides Corda	cort. Aceris pseudoplatani		Wr.
93.	„ „ „	„ Aesculi hippocastani		Wr.
94.	„ „ „	caul. Rusci aculeati	† *Fusarium roseum* L. *var. rusci* Sacc.	S.
95.	„ „ „	tub. Solani tuberosi	† „ *udum* (Berk.) Wr. *var. solani* Sherb.	Sh.
96.	„ „ „	cort. Ulmi campestris		Wr.
97.	„ „ „	ad testas floribus consitas	Fusarium merismoides	D.
98.	Fusarium betae (Desm.) Sacc.	caul. Althaeae roseae		Wr.
99.	„ „ „ „	rad. Betae rubrae	† *Fusisporium betae* Desm.	S.
100.	„ „ „ „	„ „ „	† „ „ „	D.
101.	„ „ „ „	„ Betae vulgaris	Pionnotes betae (Desm.) Sacc.	D.
102.	„ „ „ „	„ Dahliae variabilis	Fusarium rhizophilum Cda.	C.
103.	„ „ „ „	„ Hellebori foetidi		Wr.
104.	„ „ „ „	tub. Solani tuberosi		Wr.
105.	„ „ „ „	bulb. Tulipae		Wr.

106.	Fusarium udum (Berk.) Wr.	rad. Dahliae variabilis	† *Fusisporium georginae* Kl.	C.
107.	„ „ „ „	tub. Solani tuberosi	Fusisporium roseolum Steph.	S.
108.	„ „ „ „	sem. Tritici vulgaris		Wr.
109.	„ „ „ „	caul. Zeae maydis		Wr.
110.	Fusarium poae (Peck) Wr.	spica Tritici vulgaris (socia Ustilagine tritici)		Wr.
111.	Fusarium sporotrichioides Sherb.	tub. Solani tuberosi	Fusarium sporotrichiodes Sherb.	Sh.
112.	Fusarium semitectum Berk. et Rav.	fruct. Musae paradisiacae		Wr.
113.	Fusarium incarnatum (Rob.) Sacc.	caul. Calystegiae	† *Fusarium roseum* L. *var. calystegiae* Sacc.	S.
114.	„ „ „ „	epic. fruct. Cucurbitae peponis	† *Fusarium oxysporum* aurantiacum* Sacc. (non Corda)	S.
115.	„ „ „ „	rad. Ipomoeae batatas		Wr.
116.	„ „ „ „	ram. Phytolaccae decandrae	† *Fusarium pallido-roseum* Cooke	S.
117.	Fusarium roseo-bullatum (Sherb.) Wr. n. n.	tub. Solani tuberosi	† *Fusarium bullatum var. roseum* Sherb.	S.
118.	Fusarium diversisporum Sherb.	cort. Caricae papayae		Wr.
119.	Fusarium reticulatum Mont.	fol. Ampelodesmae tenacis	† *Fusarium ampelodesmi* Fautr. et Roum.	U.
120.	„ „ „	rad. Betae vulgaris	socio n. 429	D.
121.	„ „ „	caul. Cucumeris melonis	Fusarium oxysporum Schlecht.	L.
122.	Fusarium tricinctum (Cda.) Sacc.	flor. Cirsii arvensis		Wr.
123.	„ „ „ „	spica Secalis cerealis	Fusarium heterosporum Nees	S.
124.	„ „ „ „	ram. Styracis japonicae	Pionnotes Biasolettiana	D.
125.	„ „ „ „	culm. Zeae maydis	Fusarium roseum Link	D.
126.	„ „ „ „	ster. Cervi		Wr.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungus est
127.	Fusarium graminum Corda	ram. Alni glutinosae		Wr.
128.	„ „ „	cort. Betulae	Fusarium aquaeductuum Lagh.	D.
129.	„ „ „	spica Cynodontis dactyli	† *Fusarium corallinum* Sacc.	C.
130.	„ „ „	calyx Dianthi caryophylli		Wr.
131.	„ „ „	trunc. ad fagineos	Fusarium sanguineum Fr.	D.
132.	„ „ „	fruct. Paspali	† *Fusarium paspali* P. Henn.	D.
133.	„ „ „	fol. Platantherae bifoliae var. robustae	† *Fusarium Seemenianum* P. Henn.	D.
134.	„ „ „	fol. Platantherae bifoliae	†*Fusoma rubrum* Lindau	D.
135.	„ „ „	ram. Salicis capreae	Fusarium roseum Link	D.
136.	„ „ „	far. Tritici speltae	† *Fusarium aleurinum* E. et E.	S.
137.	„ „ „	culm. Zeae maydis	Fusisp. graminum Ces.	D.
138.	„ „ „	in caule quodam	† *Fusisporium roseum* Link	D.
139.	„ „ „	in limo calce zucaraque admixto	† *Fusarium limosum* Rostr.	H.
140.	„ „ „	aqua sordida		Wr.
141.	„ „ „	terra stercorata	† *Fusarium stercoris* Fuck.	D.
142.	Fusarium herbarum (Corda) Fries	amenta Alni glutinosae	Fusarium amenti Rostr.	L.
143.	„ „ „ „	culm. Arundinis (in Ustilagine)	Fusarium ustilaginis Rostr.	L.
144.	„ „ „ „	caul. Asparagi officinalis	† *Fusarium subviolaceum* Roum. et Fautr.	U.

145.	„ „ „ „	caul. Brassicae spec.	Fusarium herbarum (Cda.) Fr. forma junior indurata — S.
146.	„ „ „ „	caul. Brassicae oleraceae var. capitatae	Wr.
147.	„ „ „ „	caul. Conii maculati	† *Fusarium herbarum* (Cda.) Fr. *var. conii maculati* — D.
148.	„ „ „ „	fal. Lathyri silvestris	† *Fusoma Feurichii* Syd. — D.
149.	„ „ „ „	ram. Mori nigrae v. pendulae	Wr.
150.	„ „ „ „	cariops. Paspali digitati	† *Fusarium heterosporum f. paspali* — S.
151.	„ „ „ „	fruct. Piri communis	Fusarium pirinum (Fr.) Rostr. — R.
152.	„ „ „ „	„ „ mali	† *Fusarium putrefaciens* Ostrw. — Wr.
153.	„ „ „ „	cort. Robiniae pseudacaciae	† *Fusarium lateritium* Nees *var. Tulasneanum* Sacc. — S.
154.	„ „ „ „	fol. Rubi (in Phragmidio)	† *Fusarium uredinicolum* Muell. — D.
155.	„ „ „ „	cariops. Secalis cerealis	Wr.
156.	„ „ „ „	caul. Solani tuberosi	† *Fusarium metachroum* App. et Wr. *var. minus* Sherb. — Sh.
157.	„ „ „ „	glum. Sorghi vulgaris	† *Fusarium sorghi* P. Henn. — D.
158.	„ „ „ „	sem. Tritici vulgaris	† *Fusarium metachroum* App. et Wr. — Wr.
159.	„ „ „ „	culm. Zeae maydis	Fusisporium rimosum Peck — S.
160.	„ „ „ „	stercore Equi	Fusarium stercoris Fuck. — D.
161.	„ „ „ „	corpore Cicadae	† *Fusarium Speiseri* Lindau — D.
162.	Fusarium tuberculariodes (Cda.) Sacc.	legum. Derridis	† *Fusarium derridis* P. Henn. — D.
163.	„ „ „ „	„ Phaseoli	Fusarium oxysporum Schlecht. — D.
164.	„ „ „ „	ram. Rubi Idaei	Wr.
165.	Fusarium sanguineum Sherb. non Fries	tub. Solani tuberosi	Fusarium sanguineum Sherb. non Fr. — Sh.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum in scripta	Museum, collectio, cui fungus est
166.	Fusarium acuminatum Ell. et Ev. em. Wr.	fruct. Aesculi hippocastani		Wr.
167.	„ „ „ „ „ „ „	fol. Aloarum	† *Fusidium aloës* Kalch. et. Cke.	D.
168.	„ „ „ „ „ „ „	rad. Ipomoeae batatas		Wr.
169.	„ „ „ „ „ „ „	fol. Myrtacearum	Microcera coccophila Desm.	D.
170.	„ „ „ „ „ „ „	caul. Solani tuberosi		Wr.
171.	Fusarium succisae (Schr.) Sacc.	tub. Solani tuberosi		Wr.
172.	„ „ „ „	„ „ „	† *Fusarium sanguineum var. pallidius* Sherb.	Sh.
173.	„ „ „ „	coroll. Succisae pratensis	† *Fusisporium succisae* Schroet.	S.
174.	Fusarium arcuatum Berk. et. Curt.	cort. Piri mali	Fusarium arcuatum Berk. et. Curt	U.
175.	„ „ „ „ „	ram. Salicis spec.		Wr.
176.	Fusarium anthophilum (A. Br.) Wr. n. n.	inflor. Althaeae roseae		Wr.
177.	„ „ „ „ „ „	coroll. Succisae pratensis	† *Fusisporium anthophilum* A. Br.	C.
178.	Fusarium viticola Thüm.	caul. Brassicae oleraceae	Selenosporium brassicae Thüm.	D.
179.	„ „ „	ram. Polygalae myrtifoliae	† *Fusarium sarcochroum forma polygalae myrtifoliae* P. Henn.	D.
180.	„ „ „	ram. Rutae graveolentis	Fusarium rutaecolum Fautr. et Roum.	U.
181.		cort. Vitis viniferae	Fusarium Biasolettianum Cda. pr. p.	D.
182.	„ „ „	trunc. Vitis viniferae	Fusisporium Biasolettianum Fries	C.
183.	„ „ „	sarm. Vitis viniferae		Wr.
184.	„ „ „	trunc. arboris ignotae	Pionnotes Biasolettiana	D.

185.	„ „ „	in aquaeductibus	Selenosporium aquaeductuum Radl. et Rabh.	D.
186.	Fusarium avenaceum (Fries) Sacc.	culm. Avenae sativae		L.
187.	„ „ „ „	fol. Cyperacearum	† *Fusarium Gaudefroyanum* Sacc.	S.
188.	„ „ „ „	ram. Fagi silvaticae		Wr.
189.	„ „ „ „	„ Laburni vulgaris		Wr.
190.	„ „ „ „	„ Salicis spec.		Wr.
191.	„ „ „ „	tub. Solani tuberosi	† *Fusarium subulatum* App. et. Wr.	Wr.
192.	„ „ „ „	„ „ „	† *Fusarium lucidum* Sherb.	Sh.
193.	„ „ „ „	sem. Tritici vulgaris		Wr.
194.	„ „ „ „	culm. Zeae (in Ustilagine)		Wr.
195.	Fusarium Detonianum Sacc.	caul. Brassicae oleraceae		Wr.
196.	„ „ „	fol. Camelliae theae (in Coccide)	† *Fusarium coccideicola* P. Henn.	D.
197.	Fusarium samoense Gehrm.	cort. Theobromae Cacao	Fusarium samoense Gehrm.	B. D.
198.	Fusarium chenopodinum (Thüm.) Sacc.	inflor. Atriplexis		Wr.
199.	„ „ „ „	caul. Chenopodii albi	† *Fusisporium chenopodinum* Thüm.	D.
200.	„ „ „ „	„ „ „	† *Fusisporium chenopodinum* Thüm.	N.
201.	„ „ „ „	„ Solani tuberosi		Wr.
202.	Fusarium ossicolum (Berk. et Curt.) Sacc.	ad ossa bovina	† *Fusisporium ossicola* Berk. et Curt.	U.
203.	„ „ „ „ „ „	caul. Clematidis vitalbae		Wr.
204.	„ „ „ „ „ „	cort. Cucumeris melonis	Fusisporium aurantiacum	S.
205.	„ „ „ „ „ „	fruct. „ „		Wr.
206.	„ „ „ „ „ „	tub. Solani tuberosi	† *Fusarium falcatum var. fuscum* Sherb.	Sh.
207.	„ „ „ „ „ „	fol. Typhae latifoliae	† *Fusarium mucronatum Fautrey in herb.*	U.
208.	Fusarium falcatum App. et Wr.	caul. Pisi sativi	Fusarium falcatum App. et Wr.	Wr.
209.	Fusarium bullatum Sherbakoff	tub. Solani tuberosi	Fusarium bullatum Sherb.	Sh.
210.	Fusarium equiseti (Corda) Sacc.	caul. et. fol. Equiseti spec.		Wr.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungus est
211.	Fusarium equiseti (Corda) Sacc.	ram. Sambuci nigrae		Wr.
212.	Fusarium scirpi Lamb. et Fautr.	caul. Lupini lutei		Wr.
213.	„ „ „ „ „	„ Phaseoli vulgaris		Wr.
214.	„ „ „ „ „	calyx Scirpi lacustris		U.
215.	„ „ „ „ „	caul. Solani nigri	Fusarium roseum Link f. solani nigri	N.
216.	„ „ „ „ „	„ „ tuberosi		Wr.
217.	„ „ „ „ „	culm. Tritici vulgaris		Wr.
218.	Fusarium sclerotium Wr.	fruct. Solani lycopersici		Wr.
219.	Fusarium caudatum Wr. v. solani Sherb.	tub. Solani tuberosi	Fusarium caudatum Wr. v. solani Sherb.	Sh.
220.	Fusarium filiferum (Preuss) Wr. n. n.	caul. „ „		Wr.
221.	„ „ „ „ „ „	fol. Tussilaginis farfarae	† *Fusisporium incarnatum forma*	C.
222.	„ „ „ „ „ „	ram. Yuccae treculeanae		Wr.
223.	Fusarium larvarum Tuck.	chrysal. et larvis insectorum	Fusarium larvarum Fuck.	S.
224.	„ „ „	cort. Lauri nobilis	socia Microcera coccophila	C.
225.	„ „ „	ram. Tiliae platyphyllae	Microcera curta Sacc.	D.
226.	„ „ „	ad fenestras sordidas	Fusarium merismoides Cda.	D.
227.	Fusarium uncinatum Wr. n. sp.	caul. Cajani indici		Wr.
228.	Fusarium salicis Fuck.	legum. Acaciae	† *Fusisporium leguminum* Cke.	C.
229.	„ „ „	fol. Buxi balearicae	† *Fusarium roseum f. buxi*	C.
230.	„ „ „	ram. Coluteae arborescentis	Fusarium sarcochroum Desm.	D.
231.	„ „ „	ram. Evonymi Bungeanae	† *Fusarium evonymi* Syd.	D.

232.	„ „ „	„ „ japonici	† *Fusarium evonymi japonici* P. Henn.	D. Wr.
233.	„ „ „	„ Fici caricae		
234.	„ „ „	caud. Hibisci syriaci	Fusarium roseum L. forma erumpens	C. Wr.
235.	„ „ „	nuc. Juglandis nigrae		
236.	„ „ „	epic. nucis	Fusarium nucicolum Karst. et Har.	U. Wr.
237.	„ „ „	ram. Laburni vulgaris		
238.	„ „ „	„ Maclurae aurantiacae	Fusarium sarcochroum (Desm.)	D.
239.	„ „ „	caul. Phytolaccae decandrae	† *Fusarium insidiosum* Roum.	C.
240.	„ „ „	ram. Robiniae pseudacaciae		Wr.
241.	„ „ „	ram. Rubi Idaei		L. Wr.
242.	„ „ „	„ Salicis capreae		R.
243.	„ „ „	„ „ purpureae		D.
244.	„ „ „	„ „ incanae	socia Nectria Magnusiana	S.
245.	„ „ „	„ Solani dulcamarae	† *Fusarium roseum v. dulcamarae*	Wr.
246.	„ „ „	caul. Solani tuberosi		D.
247.	„ „ „	ram. Sophorae japonicae	† *Fusarium sophorae* All.	C.
248.	„ „ „	trunc. Ulmi	Fusisporium ebullieus	U.
249.	„ „ „	fruct. Vincetoxici offic.	† *Fusarium asclepiadeum* Fautr.	S.
250.	„ „ „	ram. Vitis viniferae	† *Fusisporium Zavianum* Sacc.	Wr.
251.	**Fusarium salicis Fuck. var. pallens** Wr. n. var.	cort. Populi albae		
252.	Fusarium lateritium Nees	trunc. Erytrinae cristae-galli	† *Fusarium rimicola* Sacc.	S.
253.	„ „ „	caud. Hibisci syriaci	† *Fusarium roseum Lk. forma erumpens*	D.
254.	„ „ „	caul. „ „	† *Fusarium roseum Lk. forma erumpens*	D.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungus est
255.	Fusarium lateritium Nees	ram. Laburni vulgaris		Wr.
256.	„ „ „	fruct. Meliae azedarachis	† *Fusisporium azedarachinum* Thüm.	C.
257.	„ „ „	ram. „ „		Wr.
258.	„ „ „	„ Phytolaccae dioicae		Wr.
259.	„ „ „	„ Robiniae	Fusarium lateritium Nees	D.
260.	„ „ „	„ fl. Yuccae trecu-leanae		Wr.
261.	„ „ „	ram. Zizyphi volubilis	† *Fusarium Alberti* Roum.	C.
262.	„ „ „	„ Zizyphi sinensis	† *Fusarium zizyphinum* Passer.	C.
263.	Fusarium pyrochroum (Desm.) Sacc.	„ Buxi	Fusarium lateritium Nees	C.
264.	„ „ „ „	caul. Callistephi sinensis		Wr.
265.	„ „ „ „	fruct. Citri spec.	† *Fusarium roseum Lk. f. limonis*	S.
266.	„ „ „ „	ram. Evonymi japonici		Wr.
267.	„ „ „ „	legum. Laburni vulgaris		Wr.
268.	„ „ „ „	caul. Phaseoli multiflori		Wr.
269.	„ „ „ „	fruct. Piri communis	† *Fusarium pirinum* (Fr.) Sacc.	S.
270.	„ „ „ „	ram. Robiniae pseudaca-ciae		Wr.
271.	„ „ „ „	ram. Sambuci nigrae	Selenosporium pyrochroum Desm.	C.
272.	„ „ „ „	„ „ „	„ „ „	U.
273.	„ „ „ „	„ „ „	Fusarium sambucinum Fuck.	D.
274.	„ „ „ „	ram. Sambuci racemosae		Wr.
275.	„ „ „ „	tub. Solani tuberosi		Wr.

276.	„ „ „ „	ram. Wistariae sinensis	Fusarium sarcochroum Desm.	D.
277.	Fusarium urticearum (Cda.) Sacc.	„ Mori albae	Fusarium lateritium Nees.	B. D.
278.	„ „ „ „	„ „ „		Wr.
279.	„ „ „ „	„ „ nigrae		D.
280.	„ „ „ „	„ „ „		Wr.
281.	Fusarium fructigenum Fries	fruct. Cydoniae	† *Fusarium cydoniarum* Roum.	U.
282.	„ „ „	ram. Piri mali		Wr.
283.	„ „ „	fruct. Rosae inermis	Fusarium fructigenum Fr.	R.
284.	„ „ „	ram. Sambuci nigrae		Wr.
285.	„ „ „	„ fol. Taxi baccatae		Wr.
286.	Fusarium fructigenum Fr. var. majus Wr. n. v.	„ Sambuci nigrae		Wr.
287.	Fusarium sarcochroum (Desm.) Sacc.	„ Laburni vulgaris		Wr.
288.	„ „ „ „	cort. Platani	Fusarium sarcochroum	S.
289.	„ „ „ „	legum. Sarothamni scoparii		Wr.
290.	„ „ „ „	ram. Ulicis europaei		Wr.
291.	Fusarium robiniae Passer.	„ Robiniae pseudacaciae		Wr.
292.	Fusarium lolii (W. G. Sm.) Sacc.	caryops. Heleocharidis palustris	† *Fusarium heleocharidis* Rostr.	S.
293.	„ „ „ „	caryops. Lolii perennis		Wr.
294.	„ „ „ „	„ „ „	Fusarium heterosporum N.	B. D.
295.	„ „ „ „	caryops. Moliniae coeruleae	Fusarium lolii (W. G. Sm.)	B. D.
296.	Fusarium paspalicola P. Henn.	caryops. Agropyri repentis		Wr.
297.	„ „ „	caryops. Lolii perennis	Fusarium heterosporum N.	U.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungus est
298.	Fusarium paspalicola P. Henn.	caryops. Panici maximi	Fusarium heterosporum N.	D.
299.	„ „ „	fruct. Paspali spec.	Fusarium paspalicola P. Henn.	D.
300.	Fusarium heterosporum Nees	caryops. Glyceriae fluitantis	Fusarium heterosporum N.	D.
301.	„ „ „	caryops. Lolii perennis	Fusarium heterosporum	D.
302.	„ „ „	„ Bromi, Lolii, Hordei		Wr.
303.	„ „ „	caryops. Lolii et Poae	† *Atractodorus graminum*	D.
304.	„ „ „	„ Poae annuae	† *Fusarium heterosporum* f. poae	L.
305.	Fusarium trichothecioides Wr.	tub. Solani tuberosi		Wr.
306.	Fusarium congoense Wr. n. sp.	caryops. Bromi Willdenowii	Fusarium heterosporum	D.
397.	„ „	caryops. Bromi Willdenowii		Wr.
308.	Fusarium flocciferum Cda.	rad. Ipomoeae batatatis	Fusarium tuberum Cke.	S.
309.	„ „ „	caul. Lupini lutei		Wr.
310.	„ „ „	fruct. Rosae spec.		Wr.
311.	Fusarium sambucinum Fuck.	caul. Malvacearum	† *Fusarium roseum* Link	D.
312.	„ „ „	fruct. Cucurbitae peponis	? Fusarium oxysporum Schl.	Wr.
313.	„ „ „	caul. Daturae Tatulae	† *Fusarium granulare* Kalchbr.	D.
314.	„ „ „	ram. Laburni vulgaris		Wr.
315.	„ „ „	cort. Robiniae pseudacaciae		Wr.

316.	„ „ „	ram. Sambuci nigrae	Fusarium sambucinum Fuck.	D. Wr.
317.	„ „ „	„ „ „		
318.	„ „ „	caul. Solani dulcamarae	Fusarium lateritium Nees	D.
319.	„ „ „	„ „ tuberosi	Fusarium discolor App. et Wr.	Wr.
320.	„ „ „	tub. „ „	† *Fusarium discolor v. triseptatum* Sherb.	Sh.
321.	Fusarium sambucinum var. coeruleum Wr. n. v.	ram. Sambuci nigrae		Wr.
322.	Fusarium subcarneum Crouan	„ Ulicis europaei	Fusarium subcarneum Crouan	C.
323.	„ „ „	„ „ „		Wr.
324.	Fusarium polymorphum Matr.	caul. Zeae maydis		Wr.
325.	Fusarium polymorphum var. pallens Wr. n. v.	cort. Betulae albae		Wr.
326.	Fusarium subpallidum Sherb.	tub. Solani tuberosi	Fusarium subpallidum Sherb.	Sh.
327.	Fusarium sulphureum Schlecht.	ram. Sambuci nigrae		Wr.
328.	„ „ „	tub. Solani tuberosi	† *Fusarium discolor v. sulphureum* App. et Wr.	Wr.
329.	„ „ „	terra humosa	† *Fusarium genevense* Dasz.	Am.
330.	Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.	spica Andropogonis Ischaemi	Fusarium graminearum Schwabe	D.
331.	„ „ „ „	caul. Callistephi chinensis		Wr.
332.	„ „ „ „	fruct. Cucurbitae peponis	Fusisporium aurantiacum Lk.	D.
333.	„ „ „ „	„ „ spec.	† *Fusarium versicolor* Sacc.	S.
334.	„ „ „ „	fol. Cymbidii	† *Fusarium heidelbergense* Sacc.	S.
335.	„ „ „ „	Hordei, Tritici, Zeae	Fusarium avenaceum Fries	R.
336.	„ „ „ „	tub. Solani tuberosi	† *Fusarium rubiginosum* App. et Wr.	Wr.
337.	„ „ „ „	fol. Typhae latifoliae	† *Fusarium mucronatum* Fautr.	U.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungus est
338.	Fusarium stictoides Mont.	ram. fl. Agaves Franzosini		Wr.
339.	„ „ „	petiolos Meliae azedarachis	† *Fusarium Mollerianum* Thüm.	D.
340.	Fusarium cerealis (Cke.) Sacc.	ram. Buxi sempervirentis	Fusarium Fuckelii Sacc.	U.
341.	„ „ „ „	fruct. Piri mali		Wr.
342.	„ „ „ „	culm. Zeae maydis	Fusarium cerealis (Cke.) Sacc.	R.
343.	Fusarium clematidis Roll. et Fautr.	caul. Clematidis vitalbae	Fusarium clematidis Roll. et Fautr.	U.
344.	Fusarium pallens (Nees) Link	cort. Acaciae horridae	† *Fusisporium coccinellum* Kalchbr.	C.
345.	„ „ „ „	ram. Baccharidis dracumculifoliae	† *Fusarium baccharidicola* P. Henn.	D.
346.	„ „ „ „	cort. Lauri	Microcera coccophila Desm.	D.
347.	„ „ „ „	„ „ nobilis	„ „ „	D.
348.	„ „ „ „	„ „ „		Wr.
349.	„ „ „ „	„ Populi nigrae	Fusarium pallens Nees	C.
350.	„ „ „ „	ram. Robiniae	† *Fusarium parasiton* Fautrey	U.
351.	„ „ „ „	cort. ram. plantae ignotae	† *Pionnotes pseudonectria* Speg.	D.
352.	Fusarium gigas Speg.	culm. Bambusaceae cujusdam	Fusarium gigas Speg.	S.
353.	Fusarium decemcellulare Brick	cort. Theobromae Cacao	† *Spicaria colorans* Hall-de Jonge	Am.
354	(?) Gibberella flacca (Wallr.) Sacc.	inflor. (?) Malvacearum	† *Fusarium roseum* Link	D.
355.	Gibberella flacca (Wallr.) Sacc.	fruct. Solani tuberosi		Wr.
356.	(?) Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. (Fusarium graminearum Schwabe)	?	Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.	Am.

357.	Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc.	caryops. Tritici vulgaris		Wr.
358.	Fusarium citrinum Wr.	fruct. Solani lycopersici		Wr.
359.	Fusarium orthoceras App. et Wr.	rad. Apii graveolentis		Wr.
360.	„ „ „ „ „	caul. Solani tuberosi		Wr.
361.	Fusarium orthoceras App. et Wr. var. albido-violaceum (Dasz.) Wr. n. n.	terra humosa	† *Fusarium albido-violaceum* Dasz.	Am.
362.	Fusarium orthoceras App. et Wr. var. albido-violaceum (Dasz.) Wr. n. n.	caul. tub. Solani tuberosi	† *Fusarium oxysporum Schlecht. var. resupinatum* Sherb.	Sh.
363.	Fusarium orthoceras App. et Wr. var. longius (Sherb.) Wr. n. n.	„ „ „ „	† *Fusarium oxysporum var. longius* Sherb.	Sh.
364.	Fusarium asclerotium (Sherb.) Wr. n. n.	tub. Solani tuberosi	† *Fusarium oxysporum var. asclerotium* Sherb.	Sh.
365.	Fusarium angustum Sherb.	„ „ „	Fusarium angustum Sherb.	Sh.
366.	Fusarium moniliforme Sheld.	„ „ „	Fusarium rhizophilum (West.) Cda.	D.
367.	Fusarium bulbigenum Cke. et Mass.	caul. Equiseti arvensis		Wr.
368.	„ „ „ „	bulb. Narcissi		Wr.
369.	„ „ „ „	fruct. Piri mali		Wr.
370.	„ „ „ „	tub. Solani tuberosi		Wr.
371.	Fusarium batatatis Wr.	rad. caul. Ipomoeae batatatis		Wr.
372.	Fusarium tracheiphilum (Erw. Sm.) Wr. n. n.	bulb. Croci sativi	Fusarium sarcochroum	S.
373.	Fusarium tracheiphilum (Erw. Sm.) Wr. n. n.	caul. Lupini spec.	Fusarium roseum Lk.	B. D.
374.	Fusarium tracheiphilum (Erw. Sm.) Wr. n. n.	rad. Solani tuberosi		Wr.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungus est
375.	Fusarium tracheiphilum (Erw. Sm.) Wr. n. n.	caul. Vignae sinensis	Neocosmospora vasinfecta (Atk.) Erw. Sm. var. tracheiphila Erw. Sm.	D.
376.	Fusarium vasinfectum Atk.	„ Gossypii herbacei		Wr.
377.	Fusarium vasinfectum Atk. var. inodoratum Wr.	„ „ „		Wr.
378.	Fusarium oxysporum Schlecht.	tub. Solani tuberosi	Fusarium oxysporum Schlecht.	D.
379.	Fusarium oxysporum Schlecht. emend. Wr.	„ „ „		Wr.
380.	Fusarium hyperoxysporum Wr.	„ „ „	† *Fusarium lutulatum* Sherb.	Sh.
381.	Fusarium sclerotioides Sherb.	„ „ „		Wr.
382.	Fusarium aurantiacum (Lk.) Sacc.	fruct. Cucurbitae	† *Fusisporium aurantiacum* Lk.	D.
383.	„ „ „ „	„ Lagenariae vulgaris	† *Fusisporium calcareum* (Thüm.) Sacc.	D.
384.	„ „ „ „	ram. Rubi Idaei		Wr.
385.	„ „ „ „	caul. Solani tuberosi		Wr.
386.	„ „ „ „	Zeae maydis	† *Fusisporium aurantiacum* Lk.	D.
387.	Fusarium niveum Erw. Smith	caul. Citrulli vulgaris		Wr.
388.	Fusarium blasticola Rostrup	plant. Pini silvestris	Fusarium blasticola Rostrup	H.
389.	„ „ „	„ „ „		Wr.
390.	„ „ „	tub. Solani tuberosi	† *Fusarium sclerotioides var. brevius* Sherb.	Sh.
391.	Fusarium euoxysporum Wr.	„ „ „		Wr.
392.	Fusarium zonatum (Sherb.) Wr. n. n.	„ „ „	† *Fusarium lutulatum var. zonatum* Sherb.	Sh.

393.	Fusarium lycopersici (Sacc.) Wr.	fruct. Solani lycopersici	Fusarium oxysporum Schlecht.	C.
394.	Fusarium redolens Wr.	sem. Pisi sativi		Wr.
395.	„ „ „	tub. Solani tuberosi	† *Fusarium redolens Wr. var. solani* Sherb.	Sh.
396.	Fusarium solani (Mart. pr. p.) App. et Wr.	scapis Allii cepae		Wr.
397.	„ „ „ „ „ „	caul. Clematidis vitalbae		Wr.
398.	„ „ „ „ „ „	„ Lupini lutei		Wr.
399.	„ „ „ „ „ „	„ Phaseoli vulgaris		Wr.
400.	„ „ „ „ „ „	tub. Solani tuberosi		Wr.
401.	Fusarium solani (Mart.) var. minus Wr. n. var.	epic. Cucurbitae	† *Fusarium roseum* Lk. *var. cucurbitacearum* Sacc.	S.
402.	Fusarium solani (Mart.) var. minus Wr. n. var.	fol. Evonymi japonici	† *Fusarium carneolum* Sacc.	S.
403.	Fusarium solani (Mart.) var. minus Wr. n. var.	„ Orchydaceae		Wr.
404.	Fusarium solani (Mart.) var. cyanum Sherb.	tub. Solani tuberosi	Fusarium solani (Mart.) App. et Wr. var. cyanum Sherb.	Sh.
405.	Fusarium solani (Mart.) var. suffuscum Sherb.	„ „ „	Fusarium solani (Mart.) App. et Wr. var. suffuscum Sherb.	Sh.
406.	Fusarium striatum Sherb.	„ „ „	Fusarium striatum Sherb.	Sh.
407.	Fusarium coeruleum (Lib.) Sacc.	„ „ „	Fusarium violaceum Fuckel. Fusarium coeruleum Sacc.	H.
408.	„ „ „ „	„ „ „	† *Selenosporium coeruleum* Lib.	C.
409.	„ „ „ „	„ „ „		Wr.
410.	„ „ „ „	„ „ „		Wr.
411.	Fusarium Martii App. et Wr.	bulb. Coelogynes Meyerianae	† *Fusarium coelogynes* P. Henn. in herb.	D.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungus est
412.	Fusarium Martii App. et Wr.	caul. Pisi sativi		Wr.
413.	„ „ „ „	tub. Solani tuberosi		Wr.
414.	„ „ „ „	?	Fusarium vasinfectum (Atk.) Erw. Sm.	Am.
415.	Fusarium Martii App. et Wr. var. minus Sherb.	tub. Solani tuberosi	Fusarium Martii App. et Wr. v. minus Sherb.	Sh.
416.	Fusarium Martii App. et Wr. var. minus Sherb.	tub. Solani tuberosi		Wr.
417.	Fusarium Martii App. et Wr. var. viride Sherb.	caul. et tub. Solani tuberosi		Sh.
418.	Fusarium viride (Lechm.) Wr. n. n.	in silvis	† *Pionnotes viridis* Lechm.	Am.
419.	„ „ „ „	tub. Cyclaminis persicae		Wr.
420.	„ „ „ „	cort. Piri mali		Am.
421.	„ „ „ „	in aquis sordidis aquaeductus		Wr.
422.	Fusarium eumartii Carp.	tub. Solani tuberosi	Fusarium eumartii Carp.	Wr.
423.	Fusarium radicicola Wr.	caul. rad. Capsici annui		Wr.
424.	Fusarium javanicum Koord.	fruct. Theobromae Cacao		Wr.
425.	Fusarium sphaeriae Fuckel	parasitice in Massaria ad corticem arborum	Fusarium lateritium Nees	D.
426.	Fusarium theobromae App. et Strk.	ram. Heveae brasiliensis	† *Fusarium heveae* P. Henn.	D.
427.	„ „ „	rad. Manihotis utilissimae		Wr.

428	„ „ „	fruct. Theobromae Cacao	Fusarium theobromae App. et Strk.	B. D.
429.	Fusarium argillaceum (Fr.) Sacc.	rad. Betae vulgaris	Fusisporium argillaceum	D.
430.	„ „ „ „	tub. Solani tuberosi	Fusarium cuneiforme Sherb.	Sh.
431.	„ „ „ „	„ „ „	† *Fusarium ventricosum* App. et Wr.	Wr.
432.	Fusariella viridiatra Sacc.	fol. caul. Alliorum	† *Fusisporium atrovirens* Sacc.	S.
433.	Fusariella polysciatis (P. Henn.) Wr. n. n.	„ Polysciatis polybotryos	† *Pionnotes polysciatis* P. Henn.	D.
434.	Microcera clavariella Speg.	„ Eugeniae spec.	Microcera clavariella Speg.	D.
435.	Microcera ciliata (Link) Wr. n. n.	ram. Cerasophorae	Fusarium pallens	Br.
436.	„ „ „ „	„ Pruni cerasi	„ „	D.
437.	Microcera massariae Pass.	„ Aceris campestris in ostiolis Massariae	Microcera massariae Pass. († *Fusarium ciliatum* Sacc.)	C.
438.	„ „ „ (?)	ram. Robiniae spec.	† *Fusarium scolecoides* Sacc. et Ell.	S.
439.	Septogloeum veratri (All.) Wr. n. n.	fol. Veratri albi	† *Fusarium veratri* (All.) v. Höhn.	L.
440.	„ „ „ „	„ „ „	† *Fusarium veratri* (All.) v. Höhn.	L.
441.	„ „ „ „	„ „ „	Fusoma veratri All.	B. D.
442.	Septogloeum oxysporum Bomm., Rouss. et Sacc.	„ Agrostidis vulgaris	† *Fusarium osiliense* Bres. et Vestgr.	L.
443.	Septogloeum oxysporum Bomm., Rouss. et Sacc.	„ Brizae mediae	„ „ „ „ „	L.
444.	Septogloeum oxysporum Bomm., Rouss. et Sacc.	„ Calamagrostidis Hallerianae	† *Fusoma biseptatum* Sacc.	Br.
445.	Septogloeum oxysporum Bomm., Rouss. et Sacc.	fol. Calamagrostidis silvaticae	Fusoma triseptatum Sacc.	L.
446.	Septogloeum pteridis (Ell. et Ev.) Wr. n. n.	frondes Pteridis aquilinae	† *Fusarium pteridis* Ell. et Ev.	S.
447.	Septogloeum propinquum (Bub. et Vleugl.) Wr. n. n.	fol. Salicis capreae	Gloeosporium propinquum Bub. et Vleugl.	L.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungus est
448.	Septogloeum propinquum (Bub. et Vleugl.) Wr. n. n.	fol. Salicis capreae	Gloeosporium propinquum	L.
449.	Cladosporium herbarum (Pers.) Lk.	„ „ spec.	† *Fusarium uredinum* Ell. et Ev.	S.
450.	Cercospora bacilligera (Berk. et Brme.) Wr. n. n.	„ Rhamni Alaterni	† *Fusisporium bacilligerum* Berk. et Brme.	C.
451.	Cercospora curvata (Rabh. et Br.) Wr. n. n.	„ Robiniae pseudacaciae	† *Fusarium Vogelii* P. Henn.	B. D.
452.	Cercospora rosae (Fuck.) v. Höhn.	fol. Rosae villosae	Fusarium roseum	R.
453.	Cercospora beticola Sacc.	„ Betae	Fusarium betae Rabh.	N.
454.	Ovularia spec.	„ Salviae verticillatae	† *Fusarium globulosum* Pass.	C.
455.	Ovularia spec. (?)	sterc. Rangiferi tarandi	Fusarium stercorarium Rostr.	H.
456.	Bactridium lichenicolum (Mass.) Wr. n. n.	trunc. Piri (in thallo Candelariae)	† *Fusarium lichenicolum* Massal.	S.
457.	Bactridium triseptatum (Sacc.) Wr. n. n.	fol. Calamagrostidis lanceolatae	Fusoma triseptatum Sacc.	Br.
458.	Bactridium gymnosporangii (Jaap) Wr. n. n.	ram. Juniperi phoeniceae (in Gymnosporangio)	† *Fusarium gymnosporangii* Jaap	B. D.
459.	Ramularia rosea (Fuck.) Sacc.	fol. Salicis purpureae	Fusidium roseum Fckl. f. salicis purpureae	D.
460.	Ramularia heteronema (Berk. et Brme.) Wr. n. n.	fruct. Piri spec.	† *Fusarium heteronemum* Berk. et Brme.	C.
461.	Ramularia candida (Ehr.) Wr.	in radice quadam	† *Fusarium candidum* Ehr.	D.
462.	Ramularia orthospora (Sacc.) Wr. n. n.	fruct. Juglandis nigrae	† *Fusarium orthosporum* Sacc.	S.

463.	Ramularia Magnusiana (Sacc.) Lind.	in hibernaculis Nelumbii	† *Fusarium obtusiusculum* Sacc.	S.
464.	„ „ „ „	ram. Salicis capreae	† *Fusarium Eichleri* Bres.	S.
465.	Ramularia obtusispora (Cke. et Hark.) Wr. n. n.	„ Tiliae spec.	Fusarium obtusisporum Cke. et Hark.	U.
466.	Ramularia adesmiae (P. Henn.) Wr. n. n.	fol. Adesmiae spec.	† *Fusarium adesmiae* P. Henn.	D.
467.	Ramularia sparganii Rostr.	„ Sparganii simplicis	Fusoma lomentiforme Preuss.	Br.
468.	Ramularia taraxaci Karst.	„ Taraxaci officinalis	Fusoma inaequale Preuss.	D.
469.	Ramularia andropogonis (Cke.) Wr. n. n.	culm. Andropogonis virginianae	† *Fusisporium andropogonis* Cke.	C.
470.	Ramularia rubi (Wint.) Wr. n. n.	flor. Ruborum cultorum	Fusisporium (?) rubi Wint.	D.
471.	Cylindrocarpon olidum Wr. n. n.	tub. Solani tuberosi	† *Fusisporium solani* Sacc., non Mart.	S.
472.	Cylindrocarpon ianthothele Wr. n. sp.	bulb. Cyclaminis persici		Wr.
473.	Cylindrocarpon album (Sacc.) Wr. n. n.	cort. Aesculi hippocastani		Wr.
474.	Cylindrocarpon album (Sacc.) Wr. n. n.	cort. Ulmi campestris	† *Fusarium album* Sacc.	S.
475.	Cylindrocarpon cylindroides Wr.	ram. Abietis concoloris var. violaceae		Wr.
476	Cylindrocarpon candidum (Ehr.) Wr. n. n.	in cortice quodam	† *Fusidium candidum* Ehr. *(macrosporum)*	D.
477	Fusidium coniosporiicola (P. Henn.) Wr. n. n.	fol. Albizziae fastigiatae (in mycelio Coniosporii)	Fusarium coniosporiicola P. Henn.	D.
478.	Fusidium salmonicolor (Berk. et Curt.) Wr. n. n.	fol. Psidii spec.	Fusarium salmonicolor Berk. et Curt.	D.
479.	Tubercularia minor Link	ram. Aceris campestris	Fusarium obtusatum Awd.	D.
480.	Volutella buxi (Corda) Berk.	fol. Buxi spec.	Fusisporium buxi Desm.	S.
481.	Hymenula psammae Oud.	„ Ammophilae arenariae	† *Fusarium subtectum* Rob.	U.

No.	Index fungorum determinatorum	Substrata fungorum	Nomina revidenda in schedis herbariorum scripta	Museum, collectio, cui fungus est
482.	Hymenula rubella Fries	fol. Caricis spec.	† *Fusarium Cesatii* Rabh.	C.
483.	Hymenula spermogoniopsis (Müll.) Wr. n. n.	ram. Rubi (in soris Phragmidii)	† *Fusarium spermogoniopsis* Müll.	D.
484.	Hymenula affinis (Fautr. et Lamb.) Wr. n. n.	caul. Solani tuberosi	† *Fusarium affine* Fautr. et Lamb.	U.
485.	Cylindrocolla urticae (Pers.) Bon.	„ Urticae dioicae	Fusarium tremelloides Grev.	S.
486.	Libertella cypericola (P. H.) Wr. n. n.	infloresc. Cyperi exaltati	† *Fusarium (?) cypericola* P. Henn.	D.
487.	Libertella spec. (?)	fol. Panici maximi	† *Fusarium (?) phyllachorae* P. Henn.	D.
488.	Myxosporium tortuosum (Sacc.) All.	ram. Pruni japonicae	† *Fusarium japonicum* All.	D.
489.	Myxosporium Castagnei (Mont.) Wr. n. n.	caul. Psoraleae bituminosae	† *Fusarium Castagnei* Mont.	N.
490.	Myxosporium stillatum (Not.) Wr. n. n.	„ Genistae tinctoriae	† *Fusarium stillatum* Not.	C.
491.	Colletotrichum anthurii Del.	pedunc. Anthurii Scherzeriani	† *Fusoma calidariorum* Sacc.	S.
492.	Gloeosporium paradoxum (Not.) Fuck.	fol. Hederae helicis	Fusarium pezizoides Desm.	U.
493.	Gloeosporium coffeicola (P. Henn.) Wr. n. n.	„ Coffeae libericae	† *Fusarium coffeicola* P. Henn.	D.
494.	Gloeosporium hakeae (P. Henn.) Wr. n. n.	„ Hakeae salignae	† *Fusarium hakeae* P. Henn.	D.
495.	Gloeosporium Allescherianum (P. Henn.) Wr. n. n.	„ Oreodaphnes foetentis	† *Fusarium Allescherianum* P. Henn.	Br.
496.	Gloeosporium lagenarium (Pass.) Sacc. et Roum.	fruct. Citrulli	† *Fusarium cyclogenum* Sacc.	C.

497.	Gloeosporium lagenarium (Pass.) Sacc. et Roum.	„ Lagenariae	† *Fusarium lagenarium* Pass.	N.
498.	Gloeosporium phormii (P. Henn.) Wr. n. n.	fol. Phormii tenacis	† *Fusarium phormii* P. Henn.	D.
499.	Gloeosporium camerunense (P. Henn.) Wr. n. n.	cort. arboris cuiusdam	† *Fusarium camerunense* P. Henn.	D.
500.	Gloeosporium speiranthis (P. Henn.) Wr. n. n.	fol. Speiranthis convallarioidis	† *Fusarium speiranthis* P. Henn.	D.
501.	Gloeosporium amentorum (Del.) Lind	amentis Salicis cinereae	Fusarium amentorum Del.	S.
502.	Gloeosporium deformans (Schr.) Lind	„ „ „	Fusarium deformans Schr.	D.
503.	Gloeosporium crassipes Speg.	ram. Vitis viniferae	† *Fusarium Schweinitzii* Ell. et Hark.	S.
504.	Ascochyta lucumae (P. Henn.) Wr. n. n.	fol. Lucumee Rivicoae	† *Fusarium lucumae* P. Henn.	D.
505.	Ascochyta strobilina (Cda.) Wr. n. n.	ad squamas strobilorum Abietis spec.	Fusarium strobilinum Cda.	C.
506.	Ascochyta caricis Lamb. et Fautr.	in stelis Spartii juncei	† *Fusarium Bagnisianum* Thüm.	N.
507.	Saccharomyces etc.	in Sclerotio clavo ad Glyceriam fluitantem	† *Fusarium heterosporoides* Fautr.	D.
508.	Species excludendae indeterminatae	spica Meoshii lodicularis	† *Fusarium caries* Nees	D.
509.	„ „	fol. Eucalypti laurifoliae	† *Fusarium eucalypticola* P. Henn.	D.

Fusaria conservanda, XCV species et XVI varietates,
alphabetico ordine enumerantur numeris tabularum additis.

1. Fusarium acuminatum Ell. et Ev. emend. Wr. — 166—170.
2. „ angustum Sherb. — 365.
3. „ anthophilum (A. Br.) Wr. n. n. — 176, 177.
4. „ aquaeductuum Lagerh. — 78—80.
„ aquaeductuum Lagerh. v. pusillum Wr. n. v. — 81.
„ aquaeductuum Lagerh. v. volutum Wr. n. v. — 82
5. „ arcuatum Berk. et Curt. — 174, 175.
6. „ argillaceum (Fr.) Sacc. — 429—431.
7. „ asclerotium (Sherb.) Wr. n. n. — 364.
8. „ aurantiacum (Lk.) Sacc. — 382—386.
9. „ avenaceum (Fr.) Sacc. — 186—194.
10. „ batatatis Wr. — 371.
11. „ betae (Desm.) Sacc. — 98—105.
12. „ blasticola Rostr. — 388—390.
13. „ bulbigenum Cke. et Mass. — 367—370.
14. „ bullatum Sherb. — 209.
„ caudatum Wr. v. solani Sherb. — 219.
15. „ cavispermum Corda — 76, 77.
16. „ cerealis (Cke.) Sacc. — 340—342.
17. „ chenopodinum (Thüm.) Sacc. — 198—201.
18. „ citrinum Wr. — 358.
19. „ clematidis Roll. et Fautr. — 343.
20. „ coeruleum (Lib.) Sacc. — 407—410.
21. „ congoense Wr. n. sp. — 306, 307.
22. „ culmorum (W. G. Sm.) Sacc. — 330—337.
23. „ decemcellulare Brick — 353.
24. „ Detonianum Sacc. — 195, 196.
25. „ dimerum Penz. — 85—89.
„ dimerum Penz. v. majusculum Wr. n. v. — 90, 91.
26. „ diversisporum Sherb. — 118.
27. „ equiseti (Cda.) Sacc. — 210, 211.
28. „ eumartii Carp. — 422.
29. „ euoxysporum Wr. — 391.
30. „ falcatum App. et Wr. — 208.
31. „ filiferum (Preuss) Wr. n. n. — 220—222.
32. „ flocciferum Cda. — 308—310.
33. „ fructigenum Fr. — 281—285.
„ fructigenum Fr. v. majus Wr. n. v. — 286.
34. „ gigas Speg. — 352.
35. „ graminearum Schwabe — 356.
36. „ graminum Cda. — 127—141.
37. „ herbarum (Cda.) Fr. — 142—161.

38. Fusarium heterosporum Nees — 300—304.
39. „ hyperoxysporum Wr. — 380.
40. „ javanicum Koord. 424.
41. „ incarnatum (Rob.) Sacc. — 113—116.
42. „ Kühnii (Fuck.) Sacc. — 68—70.
43. „ larvarum Fuck. — 223—226.
44. „ lateritium Nees — 252—262.
45. „ lolii (W. G. Sm.) Sacc. — 292—295.
46. „ lycopersici (Sacc.) Wr. — 393.
47. „ Magnusianum All. — 75.
48. „ Martii App. et Wr. — 411—414.
„ Martii App. et Wr. v. minus Sherb. — 415, 416.
„ Martii App. et Wr. v. viride Sherb. — 417.
49. „ merismoides Cda. — 92—97.
50. „ minimum Fuck. — 71—74.
51. „ moniliforme Sheld. — 366.
52. „ niveum Erw. Sm. — 387.
53. „ orthoceras App. et Wr. — 359—360.
„ orthoceras App. et Wr. v. albido-violaceum (Dasz.) Wr. n. n. — 361, 362.
„ orthoceras App. et Wr. v. longius (Sherb.) Wr. n. n. — 363.
54. „ ossicolum (Berk. et Curt.) Sacc. — 202—207.
55. „ oxysporum Schlecht. — 378.
„ oxysporum Schlecht. emend. Wr. — 379.
56. „ pallens (Nees.) Lk. — 344—351.
57. „ paspalicola P. Henn. — 296—299.
58. „ poae (Peck.) Wr. — 110.
59. „ polymorphum Matr. — 324.
„ polymorphum Matr. v. pallens Wr. — 325.
60. „ pyrochroum (Desm.) Sacc. — 263—276.
61. „ radicicola Wr. — 423.
62. „ redolens Wr. — 394, 395.
63. „ reticulatum Mont. — 119—121.
64. „ robiniae Pass. — 291.
65. „ roseo-bullatum (Sherb.) Wr. n. n. — 117.
66. „ salicis Fuck. — 228—251.
„ salicis Fuck. v. pallens Wr. n. v. — 251.
67. „ sambucinum Fuck. — 311—320.
„ sambucinum Fuck. v. coeruleum Wr. n. v. — 321.
68. „ samoense Gehrm. — 197.
69. „ sanguineum Sherb. non Fries — 165.
70. „ sarcochroum (Desm.) Sacc. — 287—290.
71. „ scirpi Lamb. et Fautr. — 212—217.

72. Fusarium sclerotioides Sherb. — 381.
73. „ sclerotium Wr. — 218.
74. „ semitectum Berk. et Rav. — 112.
75. „ solani (Mart. pr. p.) App. et Wr. — 396—400.
„ solani (Mart. pr. p.) App. et Wr. v. minus Wr. n. v. — 401—403.
„ solani (Mart. pr. p.) App. et Wr. v. cyanum Sherb. — 404.
„ solani (Mart. pr. p.) App. et Wr. v. suffuscum Sherb. — 405.
76. „ sphaeriae Fuck. — 58, 425.
77. „ sporotrichioides Sherb. — 111.
78. „ stictoides Mont. — 338, 339.
79. „ striatum Sherb. — 406.
80. „ stromaticola P. Henn. — 83, 84.
81. „ subcarneum Crouan — 322, 323.
82. „ subpallidum Sherb. — 326.
83. „ succisae Schröt. — 171—173.
84. „ sulphureum Schlecht. 327—329.
85. „ theobromae App. et Strk. — 426—428.
86. „ tracheiphilum (Erw. Sm.) Wr. n. n. — 372—375.
87. „ trichothecioides Wr. — 305.
88. „ tricinctum (Cda.) Sacc. — 122—126.
89. „ tubercularioides (Cda.) Sacc. — 162—164.
90. „ udum (Berk.) Wr. — 106—109.
91. „ uncinatum Wr. n. sp. — 227.
92. „ urticearum (Cda.) Sacc. — 277—280.
93. „ vasinfectum Atk. — 376.
„ vasinfectum Atk. v. inodoratum Wr. — 377.
94. „ viride (Lechm.) Wr. — 418—421.
95. „ viticola Thüm. — 178—185.

Fusaria excludenda

ceteraque similia,

status conidici Hypocreacearum?

Fusarium caricis Oud. = Gibberella flacca (Wallr.) Sacc. — 47—49.
„ cavispermum Cda. — 76, 77 = Nectria episphaeria (Tode) Fr.
„ ciliatum Sacc. non Link — 437 = Calonectria massariae (Pass.) Sacc. — 54.
Microcera coccophila Desm. (= F. pallens) — 344—351 = Sphaerostilbe coccophila Tul.
Fusarium fructigenum Fr. v majus Wr. n. v. — 286 = Gibberella juniperi (Desm.) Wr. n. n. — 23—26.
„ graminearum Schwabe — 356 = Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc. — 43—46.

Fusarium gymnosporangii Jaap — 458 = Calonectria gymnosporangii Jaap.
Cylindrocarpon ianthothele Wr. n. sp. — 472 = Hypomyces rubi (Osterw.) Wr. — 59.
Fusarium javanicum Koord. — 424 = Hypomyces cancri (Rutg.) Wr. — 55.
„ lateritium Nees — 252 –262 = Gibberella baccata (Wallr.) Sacc. — 7—12.
Ramularia Magnusiana (Sacc.) Lind. — 463, 464 = Neonectria ramulariae Wr. n. sp. — 67.
Fusarium mali All. (nunc Cylindrocarpon) = Nectria galligena Bres. — 64.
Microcera massariae Pass. (= F. ciliatum Sacc., non Lk.) — 437 = Calonectria massariae (Pass.) Sacc. — 54.
Fusarium minimum Fuck. — 71—74 = Calonectria graminicola (Berk et Brme.) Wr. — 51—53.
„ nivale (Fries) Sor. (= F. minimum) = Calonectria graminicola (Berk. et Brme.) Wr. — 51—53.
„ pallens (Nees.) Link — 344—351 = Sphaerostilbe coccophila Tul.
„ pyrochroum (Desm.) Sacc. — 263—276 = Gibberella evonymi (Fuck.) Sacc. — 13—18.
„ rostratum App. et Wr., non Speg. = Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc.
„ salicis Fuck. (multis synonymis addendis) — 228—251 = Gibberella effusa Rehm. — 5—6.
„ sarcochroum (Desm.) Sacc. — 287—290 = Gibberella pulicaris (Fr.) Sacc. — 27—30
„ sphaeriae Fuck. — 58; 425 = Hypomyces leptosphaeriae (Niessl) Wr. n. n. — 57, 58.
„ urticearum (Cda.) Sacc. — 277—280 = Gibberella moricola (Ces. et Not.) Sacc. — 19—22.
„ Victoriae P. Henn. in herb. — 66 = Nectria Jungneri P. Henn.
„ Willkommi Lind (nunc Cylindrocarpon) = Nectria ditissima. Tul. — 63.

Fusaria synonyma et excludenda
ceteraque similia quae auctor determinavit et traduxit in
XXI genera fungorum imperfectorum.

466. *Fusarium adesmiae* P. Henn. † = Ramularia adesmiae (P. Henn.) Wr. n. n.
484. „ *affine* Fautr. et Lamb. † = Hymenula affinis (Fautr. et Lamb.) Wr. n. n.
261. „ *Alberti* Roum. † = Fusarium lateritium Nees
361. „ *albido-violaceum* Dasz. † = Fusarium orthoceras v. albido-violaceum (Dasz.) Wr. n. n.
474. „ *album* Sacc. † = Cylindrocarpon album (Sacc.) Wr. n. n.

136. *Fusarium aleurinum* Ell. et Ev. † = Fusarium graminum Cda.
495. „ *Allescherianum* P. Henn. † = Gloeosporium Allescherianum (P. Henn.) Wr. n. n.
167. *Fusidium aloës* Kalch. et Cke. † = Fusarium acuminatum Ell. et Ev. emend. Wr.
142. Fusarium amenti Rostr. = Fusarium herbarum (Cda.) Fr.
501. „ amentorum Del. = Gloeosporium amentorum (Del.) Lind
119. *Fusarium ampelodesmi* Fautr. et Roum. † = Fusarium reticulatum Mont.
469. *Fusisporium andropogonis* Cke. † = Ramularia andropogonis (Cke.) Wr. n. n.
177. „ *anthophilum* A. Br. † = Fusarium anthophilum (A. Br.) Wr. n. n.
185. Selenosporium aquaeductuum Radl. et Rabh. = Fusarium viticola Thüm.
82. Fusarium aquaeductuum — Král = Fusarium aquaeductuum Lagh. v. volutum Wr. n. v.
128. Fusarium aquaeductuum — Sydow = Fusarium graminum Cda.
429. Fusisporium argillaceum — Fuckel = „ argillaceum (Fr.) Sacc.
249. *Fusarium asclepiadeum* Fautr. † = „ salicis Fuck.
432. *Fusisporium atrovirens* Sacc. † = Fusariella viridiatra Sacc.
382. „ *aurantiacum* Lk. † = Fusarium aurantiacum (Lk.) Sacc.
386. „ „ „ † = „ „ „ „
332. Fusisporium aurantiacum — ? = „ culmorum (W. G. Sm.) Sacc.
204. „ „ — Sacc. = „ ossicolum (Berk. et Curt.) Sacc.
335. — I. + II. Fusarium avenaceum — Rostr. = Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.
335. — III. Fusarium avenaceum — Fautr. = „ „ „ „
256. *Fusisporium azedarachinum* Thüm. † = „ lateritium Nees.
345. *Fusarium baccharidicola* P. Henn. † = „ pallens (Nees) Lk.
450. *Fusisporium bacilligerum* Beck. et Brme. † = Cercospora bacilligera (Berk. et Brme.) Wr. n. n.
506. *Fusarium Bagnisianum* Thüm. † = Ascochyta caricis Lamb. et Fautr.
85. „ *baptisiae* P. Henn. † = Fusarium dimerum Penz.
99. *Fusisporium betae* Desm. † = „ betae (Desm.) Sacc.
100. „ „ „ † = „ „ „ „
101. Pionnotes betae — Krieger = „ „ „ „
86. „ „ — Fautrey = „ dimerum Penz.
453. Fusarium „ — Rabenh. = Cercospora beticola Sacc.

181. Fusarium Biasolettianum — Cesati = Fusarium viticola Thüm.
182. Fusisporium Biasolettianum — Gibelli = „ „ „
184. Pionnotes Biasolettiana — P. Henn. = „ „ „
124. Pionnotes Biasolettiana — Kusano = „ tricinctum (Cda.) Sacc.
444. *Fusoma bisceptatum* Sacc. † = Septogloeum oxysporum Bomm., Rouss. et Sacc.
178. Selenosporium brassicae Thüm. = Fusarium viticola Thüm.
117. *Fusarium bullatum v. roseum* Sherb. † = Fusarium roseo-bullatum (Serb.) Wr. n. n.
480. Fusisporium buxi Desm. = Volutella buxi (Cda.) Berk.
383. *Fusisporium calcareum* (Thüm.) Sacc. † = Fusarium aurantiacum (Lk.) Sacc.
491. *Fusoma calidariorum* Sacc. † = Colletotrichum anthurii Del.
402. *Fusarium carneolum* Sacc. † = Fusarium solani Mart. v. minus Wr. n. v.
499. „ *camerunense* P. Henn. † = Gloeosporium camerunense (P. Henn.) Wr. n. n.
461. „ *candidum* Ehrenb. † = Ramularia candida (Ehr.) Wr.
476. *Fusidium* „ „ † = Cylindrocarpon candidum (Ehr.) Wr. n. n.
508. *Fusarium caries* Nees † = ?Libertella spec.
489. „ *Castagnei* Mont. † = Myxosporium Castagnei (Mont.) Wr. n. n.
482. „ *Cesatii* Rabh. † = Hymenula rubella Fr.
200. *Fusisporium chenopodinum* Thüm. † = Fusarium chenopodinum (Thüm.) Sacc.
199. *Fusisporium chenopodinum* Thüm. † = Fusarium chenopodinum (Thüm.) Sacc.
435. 436. Fusarium ciliatum Link = Microcera ciliata (Lk.) Wr. n. n.
437. *Fusarium ciliatum* Sacc. † = Microcera massariae Pass.
196. „ *coccideicola* P. Henn. † = Fusarium Detonianum Sacc.
344. *Fusisporium coccinellum* Kalch. † = „ pallens (Nees) Lk.
346. 347. Microcera coccophila Desm. = „ pallens (Nees) Lk.
169. „ „ — Roum. = „ acuminatum Ell. et Ev. emend. Wr.
411. *Fusarium coelogynes* P. Henn. † = Fusarium Martii App. et Wr.
408. *Selenosporium coeruleum* Lib. † = „ coeruleum (Lib.) Sacc.
129. *Fusarium corallinum* Sacc. † = „ graminum Cda.

493. *Fusarium coffeicola* P. Henn. † = Gloeosporium coffeicola (P. Henn.) Wr. n. n.
353. *Spicaria colorans* Hall-Jonge † = Fusarium decemcellulare Brick
477. *Fusarium coniosporiicola* P. Henn. † = Fusidium coniosporiicola (P. Henn.) Wr. n. n.
430. „ *cuneiforme* Sherb. † = Fusarium argillaceum (Fr.) Sacc.
225. Microcera curta Sacc. = „ larvarum Fuck.
496. *Fusarium cyclogenum* Sacc. † = Gloeosporium lagenarium (Pass.) Sacc. et Roum.
281. „ *cydoniarum* Roum. † = Fusarium fructigenum Fr.
486. „ (?) *cypericola* P. Henn. † = Libertella cypericola (P. Henn.) Wr. n. n.
502. Fusarium deformans Schröt. = Gloeosporium (Schröt.) Lind
162. *Fusarium derridis* P. Henn. † = Fusarium tubercularioides (Cda.) Sacc.
319. „ *discolor* App. et Wr. † = Fusarium sambucinum Fuck.
328. „ „ „ „ „ = „ sulphureum Schlecht. *v. sulphureum* Schlecht. s. sp. †
320. *Fusarium discolor* App. et Wr. *v. triseptatum* Sherb. † = „ sambucinum Fuck,
248. Fusisporium ebulliens — Cesati = „ salicis Fuck.
464. *Fusarium Eichleri* Bres. † = Ramularia Magnusiana (Sacc.) Lind.
509. „ *(Fusamen) eucalypticola* P. Henn. † = non Fusarium!
231. *Fusarium evonymi* Syd. † = Fusarium salicis Fuck.
232. „ „ *japonici* P. Henn. † = „ „ „
206. *Fusarium falcatum* App. et. Wr. *v. fuscum* Sherb. † = „ ossicolum (Berk et Curt) Sacc.
148. *Fusoma Feurichii* Syd. = Fusarium herbarnm (Cda.) Fr.
220.—222. Fusoma filiferum Preuss = Fusarium filiferum (Preuss) Wr. n. n.
340. Fusarium Fuckelii Sacc. = Fusarium cerealis (Cke.) Sacc.
187. *Fusarium Gaudefroyanum* Sacc. † = „ avenaceum (Fr.) Sacc.
329. „ *genevense* Dasz. † = „ sulphureum Schlecht.
106. „ *georginae* Klotzsch † = „ udum (Berk.) Wr.
454. „ *globulosum* Pass. † = Ovularia spec.
330. Fusarium graminearum — Cesati = Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.
335. Fusarium graminearum — E. Rostr. = „ „ „ „
357. Fusarium graminearum (Schwabe) Wr. = Gibberella Saubinetii (Mont.) Sacc.
303. *Atractodorus graminum* Klotzsch † = Fusarium heterosporum Nees

137. Fusisporium graminum Ces. = Fusarium graminum Cda.
313. *Fusarium granulare* Kalch. † = „ sambucinum Fuck.
458. „ *gymnosporangii* Jaap † = Bactridium gymnosporangii (Jaap) Wr. n. n.
494. „ *hakeae* P. Henn. † = Gloeosporium hakeae (P. Henn.) Wr. n. n.
334. „ *heidelbergense* Sacc. † = Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.
292. „ *heleocharidis* Rostr. † = „ lolii (W. G. Sm.) Sacc.
147. „ *herbarum* (Cda.) Fr. *v. conii maculati* Roum. † = „ herbarum (Cda.) Fr.
460. *Fusarium heteronemum* Berk. et Brme. † = Ramularia heteronema (Berk. et Brme.) Wr. n. n.
507. *Fusarium heterosporioides* Fautr. † = Saccharomyces etc.
306. Fusarium heterosporum — Vanderyst = Fusarium congoense Wr. n. sp.
294. Fusarium heterosporum — Sydow = „ lolii (W. G. Sm.) Sacc.
297. Fusarium heterosporum — Cesati = „ paspalicola P. Henn.
298. Fusarium heterosporum — Vanderyst = „ „ „
123. Fusarium heterosporum — Ellis = „ tricinctum (Cda.) Sacc.
150. *Fusarium heterosporum f. paspali* — Langlois † = „ herbarum (Cda.) Fr.
304. *Fusarium heterosporum f. poae* P. Henn. † = „ heterosporum Nees
426. *Fusarium heveae* P. Henn. † = „ theobromae App. et Strk.
438. Fusoma inaequale Preuss = Ramularia taraxaci Karst.
221. *Fusisporium incarnatum f. tussilaginis farfarae* Sacc. = Fusarium filiferum (Preuss) Wr. n. n.
239. *Fusarium insidiosum* Roum. non (Berk.) Sacc. † = Fusarium salicis Fuck.
488. *Fusarium japonicum* All. † = Myxosporium tortuosum (Saac.) All.
69. *Fusisporium Kühnii* Fuck. † = Fusarium Kühnii (Fuck.) Sacc.
68. „ „ „ = „ „ „ „
497. *Fusarium lagenarium* Pass. † = Gloeosporium lagenarium (Pass.) Sacc. et Roum.
425. Fusarium lateritium — Ehrenbg. = Fusarium sphaeriae Fuck.
263. „ „ — Ravenel = „ pyrochroum (Desm.) Sacc.
318. „ „ — Sydow = „ sambucinum Fuck.
277. „ „ — Briosi et Cavara = „ urticearum (Cda.) Sacc.
153. *Fusarium lateritium v. Tulasneanum* Sacc. † = „ herbarum (Cda.) Fr.

228. *Fusisporium leguminum* Cke. † = Fusarium salicis Fuck.
456. *Fusarium lichenicolum* Massal. † = Bactridium lichenicolum (Mass.) Wr. n. n.
139. „ *limosum* Rostr. † = Fusarium graminum Cda.
467. Fusoma lomentiforme Preuss = Ramularia sparganii Rostr.
192. *Fusarium lucidum* Sherb. † = Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc.
504. „ *lucumae* P. Henn. † = Ascochyta lucumae (P. Henn.) Wr. n. n.
380. „ *lutulatum* Sherb. † = Fusarium hyperoxysporum Wr.
392. „ „ *v. zonatum* Sherb. † = Fusarium zonatum (Sherb.) Wr. n. n.
226. Fusarium merismoides Cda. = Fusarium larvarum Fuck.
158. *Fusarium metachroum* App. et Wr. † = „ herbarum (Cda.) Fries
156. *Fusarium metachroum v. minus* Sherb. † = „ „ „ „
195. Fusarium miniatum Sacc. = „ Detonianum Sacc.
339. *Fusarium Mollerianum* Thüm. † = „ stictoides Mont.
207. „ *mucronatum* Fautr. † = „ ossicolum (Berk. et Curt.) Sacc.
337. „ „ „ † = Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.
74. Fusarium nivale — Bubák = „ minimum Fuck.
236. „ nucicolum — Fautrey = „ salicis Fuck.
479. „ obtusatum — Auersw. = Tubercularia minor Lk.
465. „ obtusisporum — Ell. et Ev. = Ramularia obtusispora (Cke. et Hark.) Wr. n. n.
463. *Fusarium obtusiusculum* Sacc. † = Ramularia Magnusiana (Sacc.) Lind.
462. „ *orthosporum* Sacc. † = Ramularia orthospora (Sacc.) Wr. n. n.
443. „ *osiliense* Bres. et Vestgr. † = Septogloeum oxysporum Bomm., Rouss. et Sacc.
442. *Fusarium osiliense* Bres. et Vestgr. † = Septogloeum oxysporum Bomm., Rouss. et Sacc.
202. *Fusisporium ossicola* Berk. et Curt. † = Fusarium ossicolum (Berk. et Curt.) Sacc.
71. Fusarium oxysporum (?) Cesati = Fusarium minimum Fuck.
163. „ „ Auersw. = „ tuberculariodes (Cda.) Sacc.
121. „ „ Lind = Fusarium reticulatum Mont.
364. *Fusarium oxysporum v. asclerotium* Sherb. † = Fusarium asclerotium (Sherb.) Wr. n. n.
114. *Fusarium oxysporum subsp. aurantiacum* Sacc. non Cda. † = Fusarium incarnatum (Rob.) Sacc.

363. *Fusarium oxysporum v. longius* Sherb. † = Fusarium orthoceras App. et Wr. v. longius (Sherb.) Wr. n. n.
393. Fusarium oxysporum f. lycopersici Fautr. = Fusarium lycopersici (Sacc.) Wr.
362. *Fusarium oxysporum v. resupinatum* Sherb. † = Fusarium orthoceras App. et Wr. v. albido-violaceum (Dasz.) Wr. n. n.
436. Fusarium pallens — Sydow = Microcera ciliata (Lk.) Wr. n. n.
435. „ „ — Kmet = Microcera ciliata (Lk.) Wr. n. n.
116. *Fusisporium pallido-roseum* Cke. † / Fusarium pallido-roseum (Cke.) Sacc. = Fusarium incarnatum (Rob.) Sacc.
350. *Fusarium parasiton* Fautr. † = „ pallens (Nees) Lk.
132. „ *paspali* P. Henn. † = „ graminum Cda.
492. Fusarium pezizoides Desm. = Gloeosporium paradoxum (Not.) Fuck.
498. *Fusarium phormii* P. Henn. † = Gloeosporium phormii (P. Henn.) Wr. n. n.
487. „ (?) *phyllachorae* P. Henn. † = Libertella ?
269. „ *pirinum* Sacc. non Fries. † = Fusarium pyrochroum (Desm.) Sacc.
433. *Pionnotes polysciatis* P. Henn. † = Fusariella polysciatis (P. Henn.) Wr. n. n.
351. „ *pseudonectria* Speg. † = Fusarium pallens (Nees) Lk.
446. *Fusarium pteridis* Ell. et Ev. = Septogloeum pteridis (Ell. et Ev.) Wr. n. n.
152. „ *putrefaciens* Ostrw. † = Fusarium herbarum (Cda.) Fr.
151. Fusarium pirinum Fr. — Rostr. = „ „ „ „
271. Selenosporium pyrochroum — Moug. = „ pyrochroum (Desm.) Sacc.
272. Selenosporium pyrochroum — Fautr. = „ „ „ „
84. *Fusarium pyrochroum v. diatrypellicola* — Sydow † = „ stromaticola P. Henn.
395. *Fusarium redolens Wr. v. solani* Sherb. † = Fusarium redolens Wr.
102. Fusarium rhizophilum — Rabh. = „ betae (Desm.) Sacc.
366. Fusisporium rhizophilum — Roum. = „ moniliforme Sheld.
252. *Fusarium rimicola* Sacc. † = „ lateritium Nees
159. Fusisporium rimosum Peck „ herbarum (Cda.) Fr.
107. „ roseolum — Vize „ udum (Berk.) Wr.
354. *Fusarium roseum* Lk. † = Gibberella flacca (Wallr.) Sacc
311. „ „ Lk. † = Fusarium sambucinum Fuck.

138.	*Fusisporium roseum* Lk. †	= Fusarium graminum Cda.
135.	Fusarium roseum — Auersw.	„ „ „
91.	„ „ — Fautr.	Fusarium dimerum Penz. v. majusculum Wr. n. v.
215.	„ „ — Sacc.	Fusarium scirpi Lamb. et Fautr.
373.	„ „ — Laubert	„ tracheiphilum (Erw. Sm.) Wr.
125.	„ „ — Sydow	Fusarium tricinctum (Cda.) Sacc.
452.	„ „ — Rostr.	Cercospora rosae (Fuck.) Höhn.
229.	*Fusarium roseum f. buxi foliorum* — Sacc. †	= Fusarium salicis Fuck.
113.	*Fusarium roseum v. calystegiae* Sacc. †	= „ incarnatum (Rob.) Sacc.
401.	*Fusarium roseum v. cucurbitaceae-rum* Sacc. †	= Fusarium solani Mart. v. minus Wr. n. v.
245.	*Fusarium roseum v. dulcamarae* Sacc. †	= Fusarium salicis Fuck.
253—254.	*Fusarium roseum f. erumpens* — Rabenh. †	= „ lateritium Nees
234.	*Fusarium roseum f. erumpens* — Rabenh. †	= „ salicis Fuck.
265.	*Fusarium roseum f. limonis* — Sacc. †	= „ pyrochroum (Desm.) Sacc.
94.	„ „ *v. rusci* Sacc. †	= „ merismoides Cda.
459.	Fusidium roseum f. salicis purpureae	Ramularia rosea (Fuck.) Sacc.
470.	*Fusisporium (?) rubi* Winter. †	= Ramularia rubi (Wint.) Wr. n. n.
134.	*Fusoma rubrum* Lind. †	= Fusarium graminum Cda.
180.	*Fusarium rutaecolum* Fautr. et Roum. †	= „ viticola Thüm.
478.	Fusarium salmonicolor Berk. et Curt.	= Fusidium salmonicolor (Berk. et Curt.) Wr. n. n.
273.	Fusarium sambucinum — Syd.	= Fusarium pyrochroum (Desm.) Sacc.
131.	Fusisporium sanguineum — Fuck.	= „ graminum Cda.
172.	*Fusarium sanguineum v. pallidius* Sherb. †	= „ succisae (Schröt.) Sacc.
276.	Fusarium sarcochroum — Brunaud	= „ pyrochroum (Desm.) Sacc.
238.	Fusarium sarcochroum (Desm.)	= „ salicis Fuck.
230.	„ „ — Hennings	= „ „ „
372.	Fusarium sarcochroum — Sacc.	= „ tracheiphilum (Erw. Sm.) Wr.

179. *Fusarium sarcochroum* f. *polygalae myrtifoliae* † = Fusarium viticola Thüm.
503. *Fusarium Schweinitzii* Ell. et Hark. † = Gloeosporium crassipes Speg.
390. *Fusarium sclerotioides v. brevius* Sherb. † = Fusarium blasticola Rostr.
438. *Fusarium scolecoides* Sacc. et Ell. † = Microcera massariae Pass.
133. „ *Seemenianum* P. Henn. † = Fusarium graminum Cba.
471. *Fusisporium solani* Sacc., non Mart. † = Cylindrocarpon olidum Wr.
247. *Fusarium sophorae* All. † = Fusarium salicis Fuck.
157. „ *sorghi* P. Henn. † = „ herbarum (Cda.) Fr.
500. „ *speiranthis* P. Henn. † = Gloeosporium speiranthis (P. Henn.) Wr. n. n.
161. „ *Speiseri* Lind. † = Fusarium herbarum (Cda.) Fr.
483. „ *spermogoniopsis* Müll. † = Hymenula spermogoniopsis (Müll.) Wr. n. n.
58. „ *sphaeriae* Fuck. † = Hypomyces leptosphaeriae (Niessl) Wr. n. n.
353. „ *spicariae colorantis* Sacc. et Trott. † = Fusarium decemcellulare Brick
141. *Fusarium stercoris* Fuck. † = „ graminum Cda.
160. Fusarium stercoris — Winter = „ herbarum (Cda.) Fr.
455. „ stercorarium Rostr. Ovularia spec.
490. *Fusarium stillatum* Not. † = Myxosporium stillatum (Not.) = Wr. n. n.
505. Fusarium strobilinum — Auersw. Ascochyta strobilina (Cda.) Wr. = n. n.
481. *Fusarium subtectum* Rob. † = Hymenula psammae Oud.
191. „ *subulatum* App. et Wr. † = Fusarium avenaceum (Fr.) Sacc.
144. „ *subviolaceum* Roum. et Fautr. † = „ herbarum (Cda.) Fr.
173. *Fusisporium succisae* Schröt. † = „ succisae (Schröt.) Sacc.
424. Fusarium theobromae — App. et Wr. „ javanicum Koord.
485. Fusarium tremelloides — Roum. Cylindrocolla urticae (Pers.) Bon. (= Calloria)
457. Fusoma triseptatum Jaap Bactridium triseptatum (Sacc.) Wr. n. n.
445. „ „ — Serebrian. Septogloeum oxysporum Bomm., Rouss. et Sacc.
73. Fusarium tritici — Eriksson Fusarium minimum Fuck.
305. „ tuberivorum Wilc. et Lk. „ trichothecioides Wr.

308. Fusarium tuberum Cke. = Fusarium flocciferum Cda.
95. *Fusarium udum* (Berk.) Wr. v. *solani* Sherb. † = „ merismoides Cda.
154. *Fusarium uredinicolum* Müll. † = „ herbarum (Cda.) Fr.
449. „ *uredinum* Ell. et Ev. † = Cladosporium herbarum (Pers.) Lk.
88. Fusarium ustilaginis Rostr. Fusarium dimerum Penz.
143. „ „ „ = „ herbarum (Cda.) Fr.
414. „ vasinfectum aut. cujusd. = „ Martii App. et Wr.
431. *Fusarium ventricosum* App. et Wr. † = „ argillaceum (Fr.) Sacc.
439. *Fusarium veratri* (All.) Höhn. † = Septogloeum veratri (All.) Wr. n. n.
440. „ „ „ „ Septogloeum veratri (All.) Wr. n. n.
441. Fusoma veratri All. „ „ „ „ „ „
333. *Fusarium versicolor* Sacc. † = Fusarium culmorum (W. G. Sm.) Sacc.
66. „ *victoriae* P. Henn. = Nectria Jungneri P. Henn.
408. Fusarium violaceum Lib. = Fusarium coeruleum (Lib.) Sacc.
407. „ „ Wint. = „ „ „ „
418. *Pionnotes viridis* Lechm. † = Fusarium viride (Lechm.) Wr. n. n.
451. *Fusarium Vogelii* P. Henn. † = Cercospora curvata (Rabh. et Br.) Wr. n. n.
250. *Fusisporium Zavianum* Sacc. † = Fusarium salicis Fuck.
262. *Fusarium zizyphinum* Pass. † = „ lateritium Nees.

Hypocreaceae synonymae, Gibberella, Nectria, Calonectria, Hypomyces, sociis Fusariis et ceteris in tabulis n. 1—67 delineatis.

4. *Sphaeria acervalis* Moug. † = Gibberella acervalis (Moug.) Wr. n. n.
24. „ „ „ *v. juniperi* Desm. † = Gibberella juniperi (Desm.) Wr. n. n.
2. *Botryosphaeria alnicola* Niessl † = Gibberella acervalis (Moug.) Wr.
10. Gibbera baccata Fuck. = „ baccata (Wallr.) Sacc.
17. Botryosphaeria baccata — Niessl = „ evonymi (Fuck.) Sacc.
55. Nectria cancri Rutg. = Hypomyces cancri (Rutg.) Wr.
7. Gibberella cyanogena D. Sacc. = Gibberella baccata (Wallr.) Sacc.
31. Sphaeria cyanogena — Duby = „ cyanogena (Desm.) Sacc.
32. „ „ — Roberge = „ „ „ „
25. Gibberella cyanogena — Rick = „ juniperi (Desm.) Wr.
47. *Botryosphaeria dispersa* — Not. † = „ flacca (Wallr.) Sacc.
56. Nectria ipomoeae Hals. = Hypomyces ipomoeae (Hals.) Wr.
57. Nectria leptosphaeriae — Krieger = Hypomyces leptosphaeriae (Niessl) Wr. n. n.

54. *Nectria massariae* Pass. † = Calonectria massaria (Pass.) Sacc.
19. *Botryosphaeria moricola* — Not. † = Gibberella moricola (Ces. et. Not.) Sacc.
3. Gibberella pulicaris — Sydow = Gibberella acervalis (Moug.) Wr.
13. „ „ — Sydow = „ evonymi (Fuck.) Sacc.
8. „ „ — Moller = „ baccata (Wallr. Sacc.
11. Sphaeria „ — Klotzsch = „ „ „ „
35. Nectria „ — Marchal = „ cyanogena (Desm.) Sacc.
36. „ „ —Plowright = „ „ „ „
14. Gibberella „ — Roum. = „ evonymi (Fuck.) Sacc.
23. „ „ — Jaap = „ juniperi (Desm.) Wr.
28. *Gibberella pulicaris f. evonymi japonici* — Sacc. † = „ pulicaris (Fr.) Sacc.
39. *Gibberellae pulicaris f. robiniae* — Sydow † = Gibberella cyanea (Sollm.) Wr. n. n.
38. *Gibberella pulicaris v. subtropica* — Rehm † = Gibberella subtropica (Rehm) Wr. n. n.
6. *Gibberella pulicaris f. ulmi* — Sydow † = Gibberella effusa Rehm
46. Gibbera pulicaris f. zeae maydis — Ellis = „ Saubinetii (Mont.) Sacc.
27. *Calonectria Rehmiana* Kirschst. † = „ pulicaris (Fr.) Sacc.
59. *Nectria rubi* Osterw. † = Hypomyces rubi (Osterw.) Wr.
33. Gibbera Saubinetii — Plowright = Gibberella cyanogena (Desm.) Sacc.
16. Gibberella Saubinetii — D. Sacc. = „ evonymi (Fuck.) Sacc.
40. „ „ — Zopf = Gibberella heterochroma Wr. n. sp.
42. „ „ — D. Sacc. = Gibberella heterochroma Wr. n. sp.
41. *Gibberella Saubinetii f. calami* P. Henn. † = „ „ „ „ „
18. Gibberella Saubinetii f. lignicola — Roum. = „ evonymi (Fuck.) Sacc.
44. *Gibberella tritici* P. Henn. † = „ Saubinetii (Mont.) Sacc.
66. Nectria striatospora Zimm. = Nectria Jungneri P. Henn.

Nomina plantarum, hospitum fungorum,
cf. tabulas n. 1—509.

Abies: Ascochyta strobilina — 505, Cylindrocarpon cylindroides — 475.
Acacia: Fusarium pallens — 344, F. salicis — 228.
Acer: Fusarium merismoides — 92, Microcera massariae 437, Calonectria massariae — 54, Tubercularia minor — 479.
Adesmia: Ramularia adesmiae — 466.
Aesculus: Fusarium acuminatum — 166, F. Kühn. — 68, F. merismoides — 93, Cylindrocarpon album — 473.

Agave: Fusarium stictoides — 338.
Agropyron: Fusarium paspalicola — 296.
Agrostis: Septogloeum oxysporum — 442.
Albizzia: Fusidium coniosporiicola — 477.
Allium: Fusarium solani — 396, Fusariella viridiatra — 432.
Alnus: Fusarium graminum — 127, F. herbarum — 142, Gibberella acervalis — 2.
Aloë: Fusarium acuminatum — 167.
Althaea: Fusarium anthophilum — 176, F. betae — 98, F. dimerum v. majusculum — 90.
Ammophila (= *Psamma*)*:* Hymenula psammae — 481.
Ampelodesma: Fusarium reticulatum — 119.
Ampelopsis: Gibberella evonymi + Fusarium pyrochrom — 13.
Andropogon: Fusarium culmorum — 330, Ramularia andropogonis — 469.
Anthurium: Colletotrichum anthurii — 491.
Apium: Futarium orthoceras — 359, Gibberella baccata + Fusarium lateritium — 7, Gibberella heterochroma — 40.
Arundo: Fusarium herbarum — 143.
Asparagus: Fusarium herbarum — 144.
Atriplex: Fusarium chenopodinum — 198.
Avena: Fusarium avenaceum — 186.
Baccharis: Fusarium pallens — 345.
Bambusaceae: Fusarium gigas — 352.
Baptisia: Fusarium dimerum — 85.
Beta: Fusarium argillaceum — 429, F. betae — 99, 100, 101, F. dimerum — 86, F. reticulatum — 120, Cercospora beticola — 453.
Betula: Fusarium graminum — 128, F. polymorphum — 325, F. stromaticola — 83.
Brassica: Fusarium Detonianum — 195, F. dimerum — 178, F. herbarum — 145, 146, F. pyrochroum — 14, F. viticola — 178, Gibberella cyanogena — 31, 32, 33, 34, Ramularia candida — 178.
Briza: Septogloeum oxysporum — 443.
Bromus: Fusarium congoense — 306, 307, F. heterosporum — 302.
Buxus: Fusarium cerealis — 340, F. pyrochroum — 263, F. salicis — 229, Volutella buxi — 480.
Cajanus: Fusarium uncinatum — 227.
Calamagrostis: Bactridium triseptatum — 457, Septogloeum oxysporum — 444, 445.
Calamus: Gibberella heterochroma — 41.
Callistephus: Fusarium culmorum — 331, F. pyrochroum — 264.
Calystegia: Fusarium incarnatum — 113.
Camellia: Fusarium Detonianum — 196.
Cannabis: Hypomyces cancri — 55.
Capsicum: Fusarium radicicola — 423.

Carex: Fusarium avenaceum — 187, Hymenula rubella — 482.
Carica: Fusarium diversisporum — 118.
Cerasophora: Microcera ciliata — 435.
Cheiranthus: Gibberella heterochroma — 42.
Chenopodium: Fusarium chenopodinum — 199, 200.
Cirsium: Fusarium tricinctum — 122.
Citrus: Fusarium pyrochroum — 265, Gibberella baccata + Fusarium lateritium — 8.
Citrullus: Fusarium niveum — 387, Gloeosporium lagenarium — 496.
Clematis: Fusarium clematidis — 343, F. ossicolum — 203, F. solani — 397.
Coelogyne: Fusarium Martii — 411.
Coffea: Gloeosporium coffeicola — 493.
Colutea: Fusarium salicis — 230.
Conium: Fusarium herbarum — 147.
Cornus: Gibberella pulicaris — 27.
Crambe: Gibberella cyanogena — 35.
Crocus: Fusarium tracheiphilum — 372.
Cucumis: Fusarium ossicolum — 204, 205, F. reticulatum — 121.
Cucurbita: Fusarium aurantiacum — 382, F. culmorum — 332 333, F. dimerum v. majusculum — 91, F. incarnatum — 114, F. sambucinum — 312, F. solani v. minus — 401.
Cyclamen: Fusarium viride — 419, Cylindrocarpon ianthothele — 472.
Cydonia: Fusarium fructigenum — 281.
Cymbidium: Fusarium culmorum — 334.
Cynodon: Fusarium graminum — 129.
Cyperus: Libertella cypericola — 486.
Dahlia: Fusarium betae — 102, F. udum — 106.
Datura: Fusarium sambucinum — 313.
Derris: Fusarium tuberculariodes — 162.
Dianthus: Fusarium graminum — 130.
Equisetum: Fusarium bulbigenum — 367, F. equiseti — 210.
Erythrina: Fusarium lateritium Nees — 252.
Eucalyptus: Fusamen eucalypticola — 509.
Eugenia: Microcera clavariella — 434.
Evonymus: Fusarium pyrochroum — 266, F. salicis — 231, 232, F. sarcochroum — 28, F. solani var. minus — 402, Gibberella evonymi — 15, G. pulicaris — 28.
Fagus: Fusarium avenaceum — 188, F. cavispermum — 76, F. graminum — 131, Nectria coccinea — 62, Nectria ditissima — 63.
Ficus: Fusarium salicis — 233.
Forsythia: Gibberella juniperi — 23.
Genista: Myxosporium stillatum — 490.
Glyceria: Fusarium heterosporum — 300, Gibberella Saubinetii — 43, Saccharomyces — 507.

Gossypium: Fusarium vasinfectum — 376, F. vasinfectum v. inodoratum — 377, Neocosmospora vasinfecta — 1.
Hakea: Gloeosporium hakeae — 494.
Hedera: Gloeosporium paradoxum — 492.
Heleocharis: Fusarium lolii — 292.
Helleborus: Fusarium betae — 103.
Hevea: Fusarium theobromae — 426.
Hibiscus: Fusarium lateritium — 253, 254, F. salicis — 234.
Hordeum: Fusarium heterosporum — 302, F. culmorum — 335.
Ipomoea: Fusarium acuminatum — 168, F. batatatis — 371, F. flocciferum — 308, F. incarnatum — 115, Hypomyces ipomoeae — 56.
Juglans: Fusarium salicis — 235, Ramularia orthospora — 462.
Juniperus: Gibberella juniperi + Fusarium fructigenum — 24, Bactridium gymnosporangii — 458.
Laburnum: Fusarium avenaceum — 189, F. lateritium — 255, F. pyrochroum — 267, F. salicis — 237, F. sambucinum — 314, F. sarcochroum — 287, Gibberella baccata — 9, Nectria sanguinea — 61.
Lagenaria: Fusarium aurantiacum — 383, Gloeosporium lagenarium — 497.
Lathyrus: Fusarium herbarum — 148.
Laurus: Fusarium larvarum — 224, F. pallens — 347, 346, 348.
Leguminosae: Fusarium dimerum — 87.
Lolium: Fusarium heterosporum — 301, 302, 303, F. lolii — 293, 294, F. paspalicola — 297.
Lucuma: Ascochyta lucumae — 504.
Lupinus: Fusarium flocciferum — 309, F. scirpi — 212, F. solani — 398, F. tracheiphilum — 373.
Maclura: Fusarium salicis — 238.
Malvaceae: Fusarium sambucinum — 311, (?) Gibberella flacca — 354 (cf. Althaea, Gossypium, Hibiscus).
Manihot: Fusarium theobromae — 427.
Melia: Fusarium fructigenum — 25, F. lateritium — 256, 257, F. stictoides — 339, Gibberella juniperi — 25.
Meoshium: ? Libertella — 508.
Molinia: Fusarium lolii — 295.
Morus: Fusarium herbarum — 149, F. urticearum — 277, 278, 279, 280, Gibberella moricola — 19, 20, 21, 22.
Musa: Fusarium semitectum — 112.
Myrtaceae: Fusarium acuminatum — 169.
Narcissus: Fusarium bulbigenum — 368.
Nelumbium: Ramularia Magnusiana — 463.
Olyra: Gibberella tropicalis — 50.
Orchydaceae: Fusarium culmorum — 334, F. graminum — 133, 134, F. Martii — 411, F. solani v. minus — 403, Gloeosporium speiranthis — 500.
Oreodaphne: Gloeosporium Allescherianum — 495.

Panicum: Fusarium paspalicola — 298, Libertella — 487.

Paspalum: Fusarium graminum — 132, E. herbarum — 150, F. paspalicola — 299.

Phaseolus: Fusarium pyrochroum — 268, F. scirpi — 213, F. solani — 399, F. tuberculariodes — 163.

Phormium: Gloeosporium phormii — 498.

Phragmites: Fusarium dimerum — 88.

Phytolacca: Fusarium incarnatum — 116, F. lateritium — 258, F. salicis — 239, Gibberella flacca — 47.

Picea: Fusarium cavispermum — 77, Nectria cucurbitula — 60.

Pinus: Fusarium blasticola — 388, 389.

Pirus: Fusarium arcuatum — 174, F. bulbigenum — 369, F cerealis — 341, F. fructigenum — 282, F. herbarum — 151, 152, F. pyrochroum — 269, F. virido — 420, Gibberella evonymi — 16, Nectria galligena — 64, Bactridium lichenicolum — 456, Ramularia heteronema — 460.

Pisum: Fusarium falcatum — 208, F. Martii — 412, F. redolens — 394.

Platanthera: Fusarium graminum — 133, 134.

Platanus: Fusarium sarcochroum — 288.

Poa: Fusarium heterosporum — 303, 304.

Polygala: Fusarium viticola — 179.

Polyscias: Fusariella polysciatis — 433.

Populus: Fusarium Kühnii — 69, F. pallens — 349, F. salicis v. pallens — 251.

Prunus: Microcera ciliata — 436, Myxosporium tortuosum — 488.

Psidium: Fusidium salmonicolor — 478.

Psoralea: Myxosporium Castagnei — 489.

Pteris: Septogloeum pteridis — 446.

Quercus: Gibberella acervalis — 3.

Rhamnus: Cercospora bacilligera — 450.

Robinia: Fusarium herbarum — 153, F. lateritium — 259, F. pallens — 350, F. pyrochroum — 270, F. robiniae — 291, F. salicis — 240, F. sambucinum — 315, Gibberella baccata — 10, G. cyanea — 39, G. evonymi — 17, Microcera massariae — 438, Cercospora curvata — 451.

Rosa: Fusarium flocciferum — 310, F. fructigenum — 283, Cercospora rosae — 452.

Rubus: Fusarium aurantiacum — 384, F. herbarum — 154, F. salicis — 241, F. tuberculariodes — 164, Hypomyces rubi — 59, Neonectria ramulariae — 67, Hymenula spermogoniopsis — 483, Ramularia rubi — 470.

Ruscus: Fusarium merismoides — 94.

Ruta: Fusarium viticola — 180.

Salix: Fusarium arcuatum — 175, F. avenaceum — 190, F. graminum — 135. F. Magnusianum — 75, F. salicis — 242, 243, 244, Gibberella acervalis — 4, Nectria galligena — 65, Cladosporium herbarum — 449, Gloeosporium amentorum — 501, Gl. deformans — 502, Ramularia rosea — 459, R. Magnusiana — 464, Septogloeum propinquum — 447, 448.

Salvia: Ovularia spec. — 454.

Sambucus: Fusarium equiseti — 211, F. fructigenum — 284, F. sarcochroum — 29, F. fructigenum v. majus — 286, F. pyrochroum — 271, 272, 273, 274, F. salicis — 11, F. sambucinum — 316, 317, F. sambucinum v. coeruleum — 321, F. sulphureum — 327, Gibberella baccata — 11, G. cyanogena — 36, G. juniperi — 26, G. pulicaris — 29.

Sarothamnus: Fusarium sarcochroum — 289, Gibberella pulicaris — 30.

Scirpus: Fusarium scirpi — 214.

Secale: F. herbarum — 155, F. tricinctum — 123, F. minimum — 71, 72, 74, Calonectria graminicola — 51, 52.

Solanum: Fusarium acuminatum — 170, F. angustum — 365, F. argillaceum — 430, 431, F. asclerotium — 364, F. aurantiacum — 385, F. avenaceum — 191, 192, F. betae — 104, F. blasticola — 390, F. bulbigenum — 370, F. bullatum — 209, F. caudatum v. solani — 219, F. chenopodinum — 201, F. citrinum — 358, F. coeruleum — 407, 408, 409, 410, F. culmorum — 336, F. dimerum — 89, F. euoxysporum — 391, F. eumartii — 422, F. filiferum — 220, F. herbarum — 156, F. hyperoxysporum — 380, F. lycopersici — 393, F. Martii — 413, F. Martii v. minus — 415, 416, F. Martii v. viride — 417, F. merismoides — 95, F. moniliforme — 366, F. orthoceras — 360, F. orthoceras v. albido-violaceum — 362, F. orthoceras v. longius — 363, F. ossicolum — 206, F. oxysporum — 378, 379, F. pyrochroum — 275, F. redolens — 395. F. roseo-bullatum — 117, F. salicis — 245, 246, F. sanguineum — 165, F. sambucinum — 318, 319, 320, F. scirpi — 215, 216, F. sclerotioides — 381, F. sclerotium — 218, F. solani — 400, F. solani v. cyanum — 404, F. solani v. suffuscum — 405, F. sporotrichioides — 111, F. striatum — 406, F. subpallidum — 326, F. succisae — 171, 172, F. sulphureum — 328, F. tracheiphilum — 374, F. trichothecioides — 305, F. udum — 107, F. zonatum — 392, Gibberella flacca — 48, 49, 355, Cylindrocarpon olidum — 471, Hymenula affinis — 484.

Sophora: Fusarium salicis — 247.

Sorghum: Fusarium herbarum — 157.

Sparganium: Ramularia sparganii — 467.

Spartium: Ascochyta caricis — 506.

Speiranthes: Gloeosporium speiranthis — 500.

Styrax: Fusarium tricinctum — 124.
Succisa: Fusarium anthophilum — 177, F. succisae — 173.
Taraxacum: Ramularia taraxaci — 468.
Taxus: Fusarium fructigenum — 285.
Theobroma: Fusarium decemcellulare — 353, F. javanicum — 424, F. samoense — 197, F. theobromae — 428.
Tilia: Fusarium larvarum — 225, Ramularia obtusispora — 465.
Triticum: Fusarium avenaceum — 193, F. culmorum — 335, F. graminum — 136, F. herbarum — 158, F. minimum — 73, F. scirpi — 217, F. udum — 108, F. poae — 110, Calonectria graminicola — 53, Gibberella Saubinetii — 44, 45, 357.
Tulipa: Fusarium betae — 105.
Tussilago: Fusarium filiferum — 221.
Typha: Fusarium culmorum — 337, F. ossicolum — 207.
Ulex: Fusarium sarcochroum — 290, F. subcarneum — 322, 323.
Ulmus: Fusarium Kühnii — 70, F. merismoides — 96, F. salicis — 248, Gibberella effusa — 6, Cylindrocarpon album — 474.
Urtica: Hypomyces leptosphaeriae + Fusarium sphaeriae — 57, 58, Cylindrocolla urticae — 485.
Veratrum: Septogloeum veratri — 439, 440, 441.
Vigna: Fusarium tracheiphilum — 375.
Vincetoxicum: Fusarium salicis — 249.
Vitis: Fusarium salicis — 250, F. viticola — 181, 182, 183, Gloeosporium crassipes — 503.
Wistaria: Fusarium pyrochroum — 276.
Yucca: Fusarium filiferum — 222, F. lateritium — 260, Gibberella baccata — 12a, 12b.
Zea: Fusarium aurantiacum — 386, F. avenaceum — 194, F. cerealis — 342, F. culmorum — 335, F. graminum — 137, 138, 159, F. polymorphum — 324, F. tricinctum — 125, F. udum — 109, Gibberella Saubinetii — 46.
Zizyphus: Fusarium lateritium — 261, 262.
Habitant ad caules, ramos, truncos, lignum plantarum: Fusarium graminearum — 356, F. Martii — 414, F. pallens — 351, F. salicis — 236, F. sphaeriae — 425, F. stromaticola — 84, F. viticola — 184, Gibberella cantareiensis — 37, G. effusa — 5, G. evonymi — 18, G. subtropica — 38, Nectria Jungneri — 66, Cylindrocarpon candidum — 476, Gloeosporium camerunense — 499, Ramularia candida — 461.
Habitant in aliis fungis vel sociis fungis c. gr. in Cladosporio: Fusarium culmorum (Typhae) — 337, F. ossicolum (Typhae) — 207.
Cryptomycete: Fusarium salicis (Salicis) — 244.
Diatrypella: Fusarium stromaticola — 84.
Massaria: Fusarium sphaeriae — 425, Microcera massariae — 54, 437.

Phragmidio: Fusarium herbarum (Rubi) — 154.

Sclerotio clavo: Fusarium heterosporum (Glyceriae) — 300, F. lolii (Heleocharidis) — 292, (Lolii) 293, (Moliniae) 295.

Ustilagine: Fusarium herbarum (Arundinis) — 143, F. paspalicola (Panici) — 298, F. dimerum (Pragmitis) — 88.

Habitant in animalibus: Fusarium herbarum (in corpore *Cicadae*) — 161, F. larvarum (in chrysalidibus et larvis *insectorum*) — 223.

Habitant in stercore: Fusarium graminum — 141, F. herbarum — 160, F. tricinctum — 126, Ovularia spec. — 455.

Habitant in aquis limosis, limo, terra, ossibus: Fusarium aquaeductuum — 78, 79. 80, F. aquaeductuum v. pusillum — 81, F. aquaeductuum v. volutum — 82, F. graminum — 139, 140, F. larvarum — 226, F. merismoides — 97, F. orthoceras v. albido-violaceum — 361, F. ossicolum — 202, F. sulphureum — 329, F. viride — 421, 418, F. viticola — 185.

Descriptiones fungorum novorum.

I. Gibberella Sacc.

1. **Gibberella heterochroma** Wr. nov. spec. — F. autogr. delin. 40—42.

Syn.: *Gibberella Saubinetii* var. *calami* P. Hennings, Hedwigia 1903 p. (79). — Sacc. Syll. XVII. 813. — Wollenw. F. autogr. delin. 41. — *Gibberella moricola* f. *celtidis* in herb. D. Saccardo Mycotheca ital. 867.

Exs. D. Saccardo Mycotheca ital. 496, 497, 867 (sub variis nominibus).

Peritheciis atrocoeruleis ut in Gibberella Saubinetii compositis, ovoideis, 150—250 ⩒ 100—250 μ; sporidiis fusiformibus, leniter falcatis vel rectis, utrinque obtusiuscule acuminatis, 3-septatis typice 20—23 ⩒ 3.5—4.5 μ; mycelium saepe carmineum a Fusario sambucino Fuck. recedit conidiis paulo minoribus 5-(3—5)-septatis 25—32 ⩒ 3.5—4.5 μ.

Hab. in caulibus ramisque Artemisiae, Celtidis, Cheiranthi, Sambuci in Europa; in foliis Calami in Australia.

II. Neonectria Wr. nov. gen.

Peritheciis contextu et forma fere Nectriae (e. gr. sect. Willkommiotes Wr., Phytopathology 3:226. — 1913) singulis vel gregariis, laeto colore; sporidiis tenuibus Mycosphaerellae similibus ellipsoideis, 1-pluri-septatis; conidiis cylindratis Ramulariam referentibus, chlamydosporis intercalaribus.

1. **Neonectria ramulariae** Wr. nov. spec. — F. autogr. delin. 67. (Nomen a Nectria et Ramularia quibus habitu accedit).

Peritheciis singulis vel in acervulos aggregatis, rubris, 200—300 ⩒ 170—250 μ, ovoideis vel globosis; ascis octosporis; sporidiis in massis ochroleucis, singulis hyalinis, tenuibus, typice ellipsoideis, 1-septatis 12—15 ⩒ 3.25—4 μ (11—20 ⩒ 3—4.5 μ), in statu germinanti 1—3-septatis;

conidiis (=Ramularia Magnusiana (Sacc.) Lind. cf. Wollenweber, Phytopathology 3:221. — 1913) cylindratis v. leniter dorsiventralibus utrinque semiglobosis vel ad basim vix apiculatis, 1-septatis 20—27 × 3.5—4.5 μ, raro continuis, rarissime 3-septatis, in sporodochiis tuberculariformibus vel in columnis minutissimis ochroleucis ex epidermide hospitis eruptis; chlamydosporis paucis intercalaribus plerumque intra conidia vetusta formatis.

Hab. ad intumescentias heteroblasticas viticum Rubi fruticosi pr. Vohwinkel Rhenogoviae in Germania.

Obs. Fungus hinc generibus *Mycosphaerellae* et *Calonectriae*, illinc *Nectriae* et *Hypomyceti* (sect. *Ramulariellae* Wr., Phytopathology 3:224. — 1913) accedit. Non dubito, quin status conidiophorus *Neonectriae* etiam habitet in ramis *Aceris*, *Betulae*, *Salicis* (sub *Fusario Eichleri* Bres.), ad caules *Asparagi*, *Cheiranthi*, ad radices *Dahliae*, tubera *Solani*, ad hibernacula *Nelumbii* (sub *Fusario obtusiusculo* Sacc.), quamquam adhuc status perfectus solum in culturis fungi rubicolae occurrebat.

III. Fusarium Link.

a) sectio **Eupionnotes** Wr., Phytopathology 3:206, 219. — 1913.

Pionnotes plerumque villosa formatur salmonis colore, conidiis subcylindratis vel falcatis leniter incurvatis, vix dorsiventralibus, ad apicem ellipsoideis, ad basim conoideis, apedicellatis, septatis, sed septis saepe inconspicuis; chlamydosporae singulae, binae, catenulatae, raro acervatim aggregatae occurrunt vel deficiunt.

α) subsectio **Aquaeductuum** Wr. nov. subsect. — chlamydosporae deficiunt.

1. *Fusarium aquaeductuum* Lagh. non Radlk. et Rabh. — F. autogr. delin. 78—80. — Conidiis 1-septatis 20—30 × 2.25—3.25 μ, subfalcatis.

2. *Fusarium aquaeductuum* Lagh. var. **pusillum** Wr. nov. var. — F. autogr. delin. 81. — A Fusario aquaeductuum differt conidiis 0—1-septatis, fusiformibus, leniter incurvatis; continuis 13—18 × 2—3 μ, 1-septatis 20—25 × 2.5—3 μ; sine odore moschato.

Fungus forma tororum salmonis colore, adipe admixto, muros caementatos labrorum mechanicorum in opere ad aquam liquefaciendam exstructo pr. oppidum Rathenow Germaniae obtegit (comm. R. Kolkwitz, 1910).

3. *Fusarium aquaeductuum* Lagh. var. **volutum** Wr. nov. var. — F. autogr. delin. 82. — Conidiis falcatis, apicibus volutis, ad basim subapiculatis, 0—1-septatis, 20—30 × 2—3.5 μ; sine odore moschato.

Hab. in aquaeductibus quibusdam Germaniae. — Fungus in laboratoriis Král Bohemiae et Scholten Hollandiae sub *Fusario aquaeductuum* colitur.

β) subsect. **Chlamydospora** Wr. nov. subsect. — Chlamydosporae occurrunt.

1. *Fusarium dimerum* Penz. var. **majusculum** Wr. nov. var. — F. autogr. delin. 90—91. — A typo differt conidiis 1—2-, raro 3-septatis, 1-septatis 10—20 × 3.25—3.75 μ, 2—3-septatis 20—25 × 3,5—3,75 μ.

Hab. in testa Azalea consita terram humosam obtegens, Berolini, (P. Magnus), ad caules Althaeae roseae, in epicarpio Cucurbitae, caul. Callistephi sinensis, in radice Betae, caul. Brassicae v. botrytis (sub Fusario brassicae f. botrytis Roumeguère Fungi gall. exs. 5897), Solani tuberosi, in Europa.

b) sectio **Lateritium** Wr. nov. sect.

Myceliis albis, roseis, flavis nunquam carmineis, aeriis vel immersis, chlamydosporae intercalares saepe, sed terminales semper deficiunt; sclerotia nodosa, rugulosa, saepe atrocoeruleo colore, e stromatis expansis erumpunt. Conidiis lateritiis forma specierum sectionis Elegantis in sporodochiis tuberculariformibus, in pionnotibus vel aerio mycelio instratis. - Longe plurimas specierum status conidicos Gibberellarum nunc cognovimus.

1. **Fusarium uncinatum** Wr. nov. spec. — F. autogr. delin. 237.

Sporodochiis minutis lateritiis numerosis saepe effusis; conidiis falcatis ad apicem abrupte incurvatis et acutatis, ad basim subpedicellatis, 1—3-septatis, 1-septatis 14—18 ⩽ 2.25—3 μ, 3-septatis 23—32 ⩽ 2.5—3.5 μ; chlamydosporis deficientibus; sclerotiis coeruleis rugulosis raris.

Hab. in caulibus aridis Cajani indici, Pusa Indiae (Butler).

2. *Fusarium salicis* Fuck. var. **pallens** Wr. nov. var. — F. autogr. delin. 251.

Stromata expansa et sclerotia ferentes ochroleuca vel grisea nunquam coerulea differunt a Fusario salicis Fuck., cui magna sclerotia erumpentia atrocoerulea sunt. Conidiis 3-septatis, 27—34 ⩽ 3—3.5 μ.

Hab. in cortice Populi albae, P. canadensis, P. tremulae in Dania, Gallia, Germania, Italia.

c) sectio **Discolor** Wr. — Phytopathology 3:31. — 1913.

Chlamydosporae terminales deficiunt, sed intercalares, singulae, catenulatae vel gregatim atque adeo sclerotia occurrunt. Conidiis falcatis ad apicem constrictis, ad basim pedicellatis.

a) subsectio **Erumpens** Wr. nov. subsect. — Stroma erumpens tuberculariforme velut liberum sic sporodochiis tectum est.

1. **Fusarium congoense** Wr. nov. spec. — F. autogr. delin. 306, 307.

Medium inter Fusarium heterosporum Nees et F. sambucinum Fuck.; conidiis falcatis 3—5-septatis distincte pedicellatis, ad apicem constrictis, ruberrimo colore praesertim in pionnotis statu, 3-septatis 26—35 ⩽ 3.5—4.75 μ, 5-septatis 30—40 ⩽ 4—5.25 μ, rarissime 6—8-septatis. Chlamydosporis raris intercalaribus 8—12 ⩽ 6—8 μ. — In natura pionnotis instar obtegit semina graminum, in culturis ad caules herbarum variarum sporodochia tuberculariformia quoque format, stromate nodoso vel expanso nonnunquam carmineo.

Hab. in caryopsidibus saepe Sclerotio vel Ustilagine infectis Andropogonis hirti, Bromi Willdenowii, Panicearum (Vanderyst),

Digitariae lunatae (Pegler) in Africa aequatoriali et australi. — Sub *Fusario heterosporo* in herbariis variis inveni.

2. *Fusarium sambucinum* Fuck. var. **coeruleum** Wr. nov. var. — F. autogr. delin. 321.

Conidiis ochraceis vel salmonis colore, 3—5-septatis 30—40 ⩽ 4—5 µ. Mycelio supra lanoso pallido-roseo, infra plectenchymico saepe carmineo-maculato; sclerotiis atrocoeruleis intermixtis (50—100 µ diam.), quae copiose observata sunt, a Fusario sambucino recedit.

Hab. in ramis Robiniae pseudacaciae et Sambuci nigrae in Rhenogovia et Guestfalia Germaniae.

3. *Fusarium polymorphum* Matr. var. **pallens** Wr. nov. var. — F. autogr. delin. 325.

Conidiis ochraceis vel salmonis colore, typice falcatis ad apicem constrictis, ad basim pedicellatis, 5-septatis 30—40 ⩽ 4.25—5 µ, raro 3—4 septatis, 3-septatis 25—30 ⩽ 3.75—4.75 µ; conidiis parum evolutis ad apicem obtusis; aliquot sclerotia coerulea et chlamydosporae intercalares occurrere solent. — A typo differt mycelio quod nunquam colorem carmineum parit.

Hab. ad corticem Betulae albae pr. Berolinum Germaniae.

d) sectio **Elegans** Wr. — Phytopathology 3:28. — 1913.

1. *Fusarium citrinum* Wollenweber apud Lewis, Maine Agr. Exp. Sta. Bull. 219 p. 256. — 1913. — F. autogr. delin. 358.

Conidiis sparsis aerio mycelio citrino vel ochroleuco-flavido instratis plerumque continuis 6—13 ⩽ 2.5—3 µ, rarius 1-septatis 15—24 ⩽ 2.5—3.5 µ et 3-septatis 27—38 ⩽ 2.75—3.75 µ; sporodochiis deficientibus; chlamydosporis terminalibus et intercalaribus, singulis vel catenulatis. Myceliis non coeruleis Fusario orthoceras contrariis.

Hab. in fructu putrescenti Solani lycopersici, Dahlem Germaniae, Orono-Maine Amer. bor.

e) sectio **Martiella** Wr. — Phytopathology 3:30. — 1913.

1. *Fusarium solani* (Mart.) var. **minus** Wr. nov. var. — F. autogr. delin. 401—403.

Conidiis 3-septatis 27—33 ⩽ 4.25—5 µ, chlamydosporis terminalibus, intercalaribus, singulis, catenulatis vel acervatim, interdum rugulosis, 7—8 µ diam. Ceterum cf. F. solani.

Hab. in epicarpio Cucurbitae, in foliis Evonymi japonici et Orchidacearum, in Gallia, Italia, insula Trinidad.

Obs. Color pallido-roseus mycelii in culturis ad pultem Oryzae, bulbos Alliorum, baccas Cucurbitacearum, folia herbarum quarundam occurrit; itaque fungus sub Fusario roseo et F. carneolo in herbariis variis invenitur; dum culturae normales e. gr. ad caules tuberaque Solani mycelium album, stroma plectenchymicum interdum coeruleo-maculatum, conidia ochroleuca pariunt.

IV. Cylindrocarpon Wr. — Phytopathology 3:225. — 1913.

Conidiis statui conidico sectionis Willkommiotes Wr. (l. c. p. 226) generis Nectriae respondentibus cylindratis leniter claviformibus utrinque ellipsoideis, rotundatis vel ad basim obtusis.

a) sectio **Ditissima** Wr. nov. sect. — Chlamydosporis deficientibus. Exempla: Cylindrocarpon cylindroides Wr. — F. autogr. delin. 475, Cyl. candidum (Ehr.) Wr. n. n. — F. autogr. delin. 476. — Nectriae species status perfectus habentur.

b) sectio **Chlamydospora** Wr. nov. sect. — Chlamydosporae occurrunt Exempla: Cylindrocarpon olidum Wr. n. n. — F. autogr. delin. 471, Cyl. ianthothele Wr. nov. spec.

1. **Cylindrocarpon ianthothele** Wr. nov. spec. — F. autogr. delin. 472.

Sporodochiis tuberculariformibus ad basim plectenchymicis; stromatis expansis vel nodosis supra lanosis albis vel albido-violaceis, infra rubro-violaceis, sclerotio-plectenchymicis corporibus ejusdem coloris intermixtis. Conidiis acervatim vel in columnis ochroleucis erumpentibus, cylindratis vel leniter dorsiventralibus, curvatis ad apicem ellipsoideis, ad basim obtusis, 3—5-septatis, 50—60 $\leqslant$ 5—6.5 µ, minimis continuis 7—10 $\leqslant$ 3.5—4.5 µ; chlamydosporis terminalibus vel intercalaribus singulis 7—10 µ diam.

Hab. in bulbis putridis Cyclaminis persici pr. Aarhus Jutiae in Dania (comm. O. Rostrup); ad radices Rubi idaei in Helvetia (Osterwalder). — Socio Hypomycete rubi (Ostrw.) Wr. (Phytopathology 3:224. — 1913).

Untersuchungen über das Verhalten der Zellkerne bei der Fortpflanzung der Brandpilze.

Von Eugen Paravicini.

(Mit Tafel I—VI.)

Einleitung.

Zu Beginn der neunziger Jahre des vorigen Jahrhunderts stellte Brefeld auf Grund des sexuellen Verhaltens der Pilze ein System dieses Pflanzenstammes auf. Darnach hätte mit fortschreitender Entwicklung eine Reduktion der Sexualität stattgefunden, so daß bei den niedersten Pilzen, den Phykomyzeten die Fortpflanzung geschlechtlich, bei den höheren Pilzen, den Mykomyzeten, welche die Askomyzeten und die Basidiomyzeten umfassen, hingegen ungeschlechtlich erfolge. Als Zwischenglied betrachtete er die Mesomyzeten, die er in die Hemiasci und die Hemibasidii, die Ustilagineen unterschied. Sie besitzen nach Brefeld eine stark reduzierte Sexualität.

Seither ist diese Ansicht als unrichtig anerkannt worden, indem für alle Pilzgruppen Sexualvorgänge in der einen oder anderen Form gefunden wurden.

1900 wies Harper (Nr. 16) an *Pyronema confluens* solche Erscheinungen nach und 1912 wurden seine Befunde durch Claussen (Nr. 8) zur Hauptsache bestätigt. Darnach treten bei der Bildung der Fortpflanzungsorgane zwei Hyphenäste zusammen und legen sich paarweise aneinander. Aus der Endzelle des einen Astes entsteht die männliche Antheridie. Die andere Hyphe bildet aus dem Endabschnittt die Trichogyne, während der vorletzte Abschnitt sich zum Ascogon umwandelt. In der Trichogyne degenerieren nun die Kerne, während die Kerne des Antheridiums in das Ascogon wandern und sich dort mit den weiblichen Kernen paarweise zusammenlegen. Beim Auswachsen der ascogenen Hyphen aus dem befruchteten Ascogen wandern die Kernpaare in dieselben hinein und teilen sich hier jeweilen konjugiert. Erst bei der Bildung des Asci findet die Verschmelzung der Kernpaare statt.

Später, 1914, wies Nienburg (Nr. 24) ein ähnliches Verhalten der Zellkerne für *Polystigma rubrum* nach. Doch tritt hier nur einer der vielen Kerne des Antheridiums in das einkernige Ascogon über. Die Verschmelzung der jungen Ascuskerne findet auch da erst bei der Bildung der jungen Asci statt.

Parallele Erscheinungen zeigen die Basidiomyzeten. Das Verhalten der Kerne bei den Uredineen wurde 1905 durch Christman (Nr. 7) aufgeklärt. Nach ihm kopulieren im Basalteil der Aecidien je zwei Hyphenenden, die Kerne treten zusammen ohne zu verschmelzen, sondern teilen sich stets konjugiert. Die entstehenden Sporen sind zweikernig, wie auch die daraus heraustretenden Myzelien. Erst bei der Bildung der Teleutosporen findet die Kernverschmelzung statt.

Von den Hymenomyzeten war schon lange bekannt, daß die, die Basidien erzeugenden Hyphen konjugierte Kernpaare enthalten, und daß in der Basidie eine Kernverschmelzung stattfindet. 1913 hat Kniep (Nr. 19) die Herkunft der Kernpaare aufgeklärt. Die Doppelkernigkeit in den jungen Fruchtkörperanlagen von *Coprinus nycthemerus* Fr. entsteht nicht durch Kopulation zweier Zellen, sondern durch Teilung des Kernes in zwei Tochterkerne, die sich weiter konjugiert teilen. Erst in der Basidie tritt wieder die Kernverschmelzung auf. Bei dem weniger hoch entwickelten *Hypochnus terrestris* Kniep besitzt die junge Basidie zwei Kerne, die miteinander verschmelzen. Dann entstehen daraus durch zwei Kernteilungen vier Kerne, von denen je einer in die Basidiosporen wandert und sich dort nochmals teilt. Dieses so entstandene Kernpaar teilt sich bei der Keimung der Spore konjugiert weiter, so daß sämtliche Zellen des Myzels zweikernig sind. Erst in der jungen Basidie verschmelzen diese wieder miteinander.

Die Ustilagineen, die Brefeld als Hemibasidii bezeichnete und als Übergangsformen zu den eigentlichen Basidiomyzeten auffaßte, mußten deshalb, besonders mit Rücksicht auf die Kernschmelzung interessant erscheinen.

Die ersten Untersuchungen an Ustilagineen stammen von Prévost (Nr. 25), der die Keimung der Brandsporen beobachtete. Die Kopulation der Konidien wurde hingegen erst 1847 und 1854 von Tulasne bei *Tilletia Tritici* Winter beobachtet. Die gleichen Erscheinungen wurden in den späteren Jahren für die wichtigsten Gattungen der Ustilagineen und Tilletieen durch eine Anzahl verschiedener Forscher, so von Kühn, de Bary (Nr. 3), Cornu (Nr. 10), Woronin (Nr. 40) und Brefeld (Nr. 6) konstatiert, ohne aber darüber Klarheit zu schaffen, ob man es hier mit einem sexuellen Vorgang zu tun habe, oder ob es sich um eine Form der Myzelverschmelzung handle.

1883 und 1895 erschienen die für die Morphologie der Brandpilze wichtigen Arbeiten Brefeld's. Nicht nur gelang es ihm, die meisten bekannten Ustilagineen in Nährlösung zur Keimung zu bringen, sondern es glückte ihm, sogar einige Tilletieen bis zur beginnenden Sporenbildung zu kultivieren.

Auf Grund des Keimungsbildes suchte Brefeld eine natürliche Systematik dieser Pilzgruppe zu geben. Die Tilletieen charakterisierte er durch endständige Abschnürung der Konidien, die Ustilagineen durch

seitliche Konidienbildung. Die Gattung Ustilago glaubte er in drei natürliche Gruppen einteilen zu können, und zwar:

1. *Proustilago* mit wiederholter, aber in der Form noch schwankender Fruchtträgerbildung.

2. *Hemiustilago* mit wiederholter, aber in der Form schon konstant gewordener Fruchtträgerbildung.

3. *Eustilago* mit nur einmaliger, in der Sporenkeimung allein sich vollziehender Hemibasidienbildung.

Brefeld konstatierte ferner, daß die Konidien in günstigen Nährlösungen nicht zur Kopulation schreiten. Bei Verarmung der Nährlösung hingegen fusionieren sie und wachsen darauf zu dünnen Myzelfäden aus. Daraus schloß er, daß durch die äußeren Bedingungen die Ustilagineen zur Kopulation zu bringen sind, oder daß dieser Vorgang verhindert werden könne. Nach dieser Ansicht ist die Kopulation kein wichtiger, jedenfalls kein geschlechtlicher Vorgang. Diese Ansicht stand in direktem Gegensatz zu derjenigen von de Bary, doch führte diese verschiedene Auffassung nicht zu einer Neuuntersuchung, denn die damaligen mikrochemischen Methoden erlaubten es nicht, die Kernverhältnisse zu studieren. Erst nach Verbesserung der Mikrotechnik und nachdem man die Sexualität als eine Verschmelzung zweier Kerne definierte, konnte diese Streitfrage entschieden werden.

1892 veröffentlichte Dangeard eine Arbeit (Nr. 11), in welcher er nachwies, daß bei allen von ihm untersuchten Arten bei der Sporenreifung eine Kernverschmelzung stattfinde. Die sporenbildenden Hyphen, sowie die jungen Sporen sind stets zweikernig, in der reifen Spore hingegen trifft man einen Kern. Dagegen konnte er die Herkunft der beiden Kerne nicht nachweisen. Bei der Keimung sah er nur die Zellen des Promyzels und die Konidien, die sämtlich einkernig waren. Bei der Kopulation konnte er keinen Kernübertritt aus einer Zelle in die andere konstatieren. Infolgedessen verneinte er die sexuelle Bedeutung der Kopulation.

Wenige Jahre später, 1899 ließ Harper (Nr. 16) seine Untersuchungen über *Ustilago Carbo*, *U. Maydis*, *U. antherarum* und *U. Scabiosae* erscheinen. Er bestätigt die Resultate Dangeard's, konnte aber ebenfalls die Herkunft der beiden Kerne nicht nachweisen. Die Kernverhältnisse des Promyzels und der Konidien von *Ustilago Scabiosae*, sowie die Kopulation der Konidien von *Ustilago antherarum* sind von ihm abgebildet worden. Er sah aber nur die Verbindungsbrücke zwischen zwei Konidien, ohne je einen Kernübertritt verfolgen zu können. Auch Harper schließt sich auf Grund dieser Resultate der Ansicht Brefelds an, wonach die Sexualität der Ustilagineen verneint wird.

1904 erschien eine kleinere, aber äußerst wichtige Arbeit von Federley (Nr. 13). Dieser Forscher war der erste, der bei der Kopulation der Konidien eines Teiles seines Untersuchungsmateriales von *Ustilago Trago-*

pogonis pratensis Pers. einen Kernübertritt konstatierte. Hingegen beobachtete er das Zweikernstadium nicht, sondern nach ihm verschmelzen die beiden Kerne sofort. Da seine Methode, mit Joddämpfer zu fixieren, eine ungenügende war, so bedarf dieses Resultat einer Nachprüfung. Ein anderer Teil seines Materiales kopulierte nicht, sondern die einkernigen Konidien wuchsen direkt zu Myzelfäden aus. Ob diese Erscheinung darauf beruht, daß die Sexualität auf dieser niederen Stufe nicht voll ausgebildet ist, so daß bei jeder Art sexuelle und asexuelle Rassen unterschieden werden können oder aber von der Zeitdauer zwischen Reife und Keimung der Sporen abhängt, wurde nicht untersucht.

Bald darauf (1910) veröffentlichte Lutman, ein Schüler Harper's seine Untersuchungen über den gleichen Gegenstand (Nr. 23). Von *Ustilago levis* und *Ustilago Avenae*, sowie von *Urocystis Anemones*, *Doassansia Alismatis* und *Entyloma Nymphaeae*, bildete er das Zweikernstadium ab, ohne dessen Zustandekommen näher zu untersuchen.

Auch er sieht, daß die Konidien von *Ustilago Hordei* einkernig sind und daß bei der Kopulation in verdünnten Lösungen der Kern mit samt der ganzen Protoplasmamasse von der einen Zelle in die andere wandert. In konzentrierten Nährflüssigkeiten wachsen hingegen die keimenden Sporen direkt zu einkernigen Myzelien aus. Wurden nun mit solchem Material Infektionen vorgenommen, so waren in den Wirtpflanzen die Myzelzellen stets zwei- oder mehrkernig. Bei der Sporenbildung verschmolzen die beiden Kerne. Dieser, wie oben auseinander gesetzt wurde, schon von Dangeard beobachtete Vorgang, wurde auch für die untersuchten Tilletieen nachgewiesen.

Dagegen läßt Lutman die Frage nach der Herkunft des zwei- oder mehrkernigen Stadiums offen. Ob sie durch den Kernübertritt bei der Kopulation oder durch spätere Kernteilungen zustande kommt, wird nicht gesagt. Da die Kopulation nur in ungünstigen Lebensverhältnissen auftritt, ist er geneigt, sich letzterer Ansicht anzuschließen und diesem Vorgang keine große Bedeutung beizumessen. Die kopulierenden Konidien faßt er als verkümmerte Oogonien und Antheridien auf, die ihre sexuelle Bedeutung eingebüßt haben.

Die von Lutman offen gelassenen Fragen suchte 1912 Rawitscher (Nr. 26) zu beantworten. Seine Untersuchungen beziehen sich auf *Ustilago Tragopogonis-pratensis*, *Ustilago Maydis* und *Ustilago Carbo*. Bei *U. Tragopogonis-pratensis* bestätigte er die Resultate Dangeard's, die sich auf die Sporenbildung und diejenigen Harper's, die sich auf die Keimung der Sporen beziehen. Er konnte aber keinen Kernübertritt nachweisen. Die Frage nach der Entstehung der Zweikernigkeit bleibt also immer noch offen.

Bei *U. Maydis* konnte Rawitscher den ganzen Entwicklungszyklus beobachten. Die vom Promyzel abgeschnürten Konidien waren einkernig und infizieren als solche, junge, in der Entwicklung begriffene Stellen der Wirtpflanze. Sie teilen sich hier in kleine, lauter einkernige, von

Gallertmasse umgebene Myzelstücke. Bei beginnender Bräunung der Brandpusteln legen sich je zwei solche Myzelstücke mit ihren schwach anschwellenden Enden aneinander. Die Zwischenwand verschwindet und die beiden Kerne treten zusammen, ohne aber zu verschmelzen. In einzelnen Fällen konnte er beobachten, daß sich die Kernpaare zuerst noch teilten, ohne aber untersucht zu haben, ob die Teilung eine konjugierte sei. Die Figuren 13 und 14 auf Tafel VIII seiner Arbeit sprechen eher dagegen. Erst bei der Reifung der Sporen tritt dann die Kernverschmelzung ein. Zellen die nicht kopuliert hatten, also einkernig blieben, kamen nicht zur Sporenbildung, sondern degenerierten.

Die Untersuchung von *Ustilago Carbo* lieferte ein etwas anderes Bild. Die stets einkernigen Zellen des Promyzels und die ebenfalls einkernigen Konidien treten bald durch Schnallenbildungen und Fusionen zusammen in Kopulation. Stets konnte ein Übertritt der Kerne festgestellt werden, sodaß in den älteren Stadien alle Zellen zweikernig waren. Eine sofortige Verschmelzung beider Kerne konnte nie beobachtet werden, sondern sie trat erst bei der Sporenbildung ein. Der Unterschied zwischen *Ustilago Maydis* und *Ustilago Carbo* liegt also in der Zeitdauer des Zweikernstadiums; bei ersterer Art ist sie kurz, bei letzterer umfaßt sie fast den ganzen Entwicklungszyklus.

Die Untersuchung von *Ustilago Carbo* durch Rawitscher ist leider nicht vollständig. Es liegt begründet in seiner falschen Auffassung dieser Art. Durch Persoon, Jensen, Brefeld, Magnus, Rostrup und Schellenberg wurde die Sammelspezies *U. Carbo* in sieben gute Arten geschieden, die sich nicht nur durch ihre Wirtpflanzen, sondern auch durch ihre Keimungsbilder scharf voneinander unterscheiden. Die Textfiguren 6—17, p. 692, die Rawitscher gibt, entsprechen wahrscheinlich *U. nuda*, Textfig. 18—20, p. 694 und 695 *U. Avenae*. Und die Resultate beider Arten wurden zusammen vereinigt. Andere Arten sind von ihm nicht untersucht worden.

In einer vorläufigen Mitteilung über *Tilletia Tritici* hat Rawitscher (Nr. 27) ähnliche Verhältnisse, wie für die Tilletieen, beschrieben.

Die bisherigen Untersuchungen über die Kernverhältnisse der Brandpilze lassen eine Reihe wichtiger Punkte unberücksichtigt, wie dies schon von Guilliermond (Nr. 15) hervorgehoben wurde. Meine Untersuchungen sollen zur Lösung folgender Fragen Beiträge liefern.

1. Die Angaben Dangeard's, Lutman's und Rawitscher's, daß bei der Sporenbildung eine Kernverschmelzung stattfindet, sind für die Ustilagineen und Tilletieen nachzuprüfen.

2. Das Verhalten der Zellkerne bei der Kopulation der Konidien und Promyzelzellen ist für eine möglichst große Anzahl von Arten zu untersuchen, d. h. es ist festzustellen, ob bei diesem Vorgang ein Kernübertritt, verbunden mit einem Protoplasmaübertritt, stattfindet oder nicht.

3. Es ist zu untersuchen, ob die Einteilung der Ustilagineen von Brefeld in *Pro-*, *Hemi-* und *Eu-Ustilago* zytologisch sich rechtfertigen läßt und ob die Gruppen als natürliche, d. h. als auf phylogenetische Entwicklung zurückzuführende oder als Folge biologischer Anpassung aufzufassen seien.

4. Die Unterscheidung der Ustilagineen und Tilletieen durch das Verhalten der Kerne im Promyzel ist zu prüfen mit Rücksicht auf die von Schellenberg (Nr. 28, p. XXII) vertretene Ansicht, daß bei den Tilletieen echte Dichotomie, bei den Ustilagineen aber Seitenverzweigungen vorkommen.

5. Est ist zu untersuchen, ob bei der Kernteilung im Zweikernstadium die Teilung konjugiert vor sich geht oder nicht.

6. Durch Infektionsversuche sollen die gewonnenen Resultate ergänzt werden.

Methodisches.

Das Untersuchungsmaterial wurde, sofern keine besondern Fundorte angegeben sind, in der Nähe von Zürich, z. T. auch im Kanton Basel-Land gesammelt.

Als Nährlösung benutzten wir entweder frische Fruchtsäfte oder verdünnte und sterilisierte Konfitüren, speziell von Zwetschgen, wie es Brefeld angibt. Besonders günstig erwies sich ausgekochter und verdünnter Wein, dem nachträglich 5% Traubenzucker zugesetzt wurde. Meistens legten wir die Kulturen in hängenden Tropfen an, seltener in Erlenmeyerkolben. Die Arten der Familie der *Tilletiaceen* ließen wir auf geschlemmter Erde, die auf einem Objektträger glatt aufgestrichen wurde, keimen.

Es gelang uns, wenn oft auch erst nach vielen vergeblichen Versuchen, sämtliche uns zur Verfügung stehenden Arten zur Keimung zu bringen. Die Mehrzahl der Arten keimte sofort oder innerhalb weniger Tage. Einzelne Arten erst nach der Überwinterung des Materiales in Petrischalen im Freien.

Zum Fixieren wurde ausschließlich Flemming'sche Lösung (schwächeres Gemisch) verwendet. Daraus übertrugen wir das Material mit einer breiten Präpariernadel auf einen mit Glyzerineiweiß bestrichenen Objektträger, woselbst wir dieses an-, aber nicht eintrocknen ließen (Rawitscher). Zur Färbung diente die Eisenhämatoxylinmethode nach Heidenhain. An Stelle von Hämatoxylin wurde mit Erfolg auch Brasilin verwendet.

Um die Sporenbildung studieren zu können, wurden die infizierten Organe in verschiedenen Stadien der Entwicklung fixiert und in Paraffin eingebettet. Daraus stellten wir Serienschnitte von 5 μ Dicke her.

Eigene Untersuchungen über das Verhalten der einzelnen Arten.

Die Gruppe des *Ustilago Carbo* zerfällt in folgende Arten: *U. Tritici* (Persoon) Jensen, *U. nuda* (Jensen) Kellerman et Swingle, *U. Avenae* (Per-

soon) Jensen, *U. perennans* Rostrup, *U. levis* (Kellerman et Swingle) Magnus, *U. Hordei* (Persoon) Kellerman et Swingle, *U. dura* Appel et Gassner. Diese unterscheiden sich nicht nur durch die Wirtpflanze, sondern auch ganz besonders durch die Biologie und die Keimungsverhältnisse der Sporen.

Ustilago Tritici (Persoon) Jensen.

Tafel I.

Der Pilz befällt sämtliche kultivierten *Triticum*-Arten, das von uns untersuchte Material stammt von *Triticum Spelta* L. und *Triticum vulgare* L. Er zerstört alle Blütenteile. Die Sporenmasse bleibt nicht in den Spelzen eingeschlossen, sondern verstäubt leicht. Die einzelnen Sporen sind 8 μ groß und besitzen eine schwach punktierte Membran.

Die Keimung erfolgt bei jungem Material in Wasser oder Nährlösung sehr leicht. Einjähriges Material konnten wir nicht mehr zur Keimung bringen. Das Promyzel tritt durch einen Riß in der Sporenmembran heraus. Es entwickelt sich zu einem drei- bis vierzelligen Schlauch und wächst, wie auch seine seitlichen Verzweigungen, sofort zu langen Myzelfäden aus. Alle diese Glieder sind einkernig (Fig. 1, 2, 3). Die seitlich abgeschnürten Myzelien sowie die Zellen des Promyzels können zusammen kopulieren (Fig. 4, 5). Dieser Vorgang ist stets mit einem Kernübertritt verbunden. Treten zwei Zellen des Promyzels in Kopulation, so kann der Kern entweder aus der ersten Zelle in die zweite wandern (Fig. 10) oder aber aus der zweiten in die erste zurück (Fig. 9) sich begeben. Ebenso können abgefallene Myzelstücke zusammen kopulieren, wobei auch ein Kernübertritt erfolgt. Der Kern wandert, sofern zwei Myzelien gegeneinander wachsen, durch eine Verbindungsbrücke (Fig. 5) oder aber es bildet sich eine seitliche Schnalle, durch die der Kernübertritt erfolgt (Fig. 4). Das Produkt dieser Kopulation ist stets eine Zelle mit zwei Kernen, ein sogenanntes Zweikernstadium. Hat der Kern seinen Übertritt vollzogen, so folgt ihm das Protoplasma regelmäßig nach, so daß die kernlose Zelle auch den übrigen Inhalt verliert; die leere Membran schrumpft zusammen und degeneriert (Fig. 9—12).

Die zweikernigen Zellen beginnen sich nun zu teilen. Dabei wären zwei Fälle möglich. Entweder wandert jeder der beiden Kerne in die neue Zelle und teilt sich nach der Abgrenzung dieser durch eine Wand in zwei Kerne oder aber die Kerne teilen sich in je zwei Kerne, bevor sich die neue Zelle abgrenzt. Dann aber wandern je ein Tochterkern von beiden Elternkernen in die neue Zelle und erst dann erfolgt die Abgrenzung der Tochterzelle. Die neue Zelle hat somit zwei Kerne erhalten, die verschiedenen Ursprungs sind, denn sie stammen von den beiden Elternkernen ab. Wir bezeichnen diesen Vorgang als „Konjugierte Kernteilung". Die Untersuchung dieser Frage hat ergeben, daß anfänglich immer die konjugierte Kernteilung eintritt. Es entstehen dabei lange Myzelfäden, mit je zweikernigen Gliedern (Fig. 8, 14). Die Teilung erfolgt

nicht nur in der Längsrichtung, sondern es bilden sich auch seitliche Verzweigungen, die ebenfalls zweikernig sind (Fig. 12).

In selteneren Fällen schnürt das Promyzel seitlich kurze, dicke Konidien ab (Fig. 3). Diese treten ebenfalls in Kopulation, auch hier ist der Vorgang stets mit einem Kernübertritt verbunden (Fig. 7). Die entstandenen zweikernigen Konidien keimen nun mit einem dünnen Myzelfaden aus, wobei die beiden Kerne nach beiden Enden wandern (Fig. 14). Dieses Auswachsen kann ebenfalls mit weiteren Teilungen verbunden sein.

Ustilago nuda (Jensen) Kellerman et Swingle.

Tafel I.

U. nuda ist der nächste Verwandte von *U. Tritici*. Beide Pilze stimmen, in Sporen und Krankheitsbild sowie in der Keimung weitgehend überein. Er befällt alle drei Gerstenarten *Hordeum distichum* L., *H. vulgare* L. und *H. hexastichum* L. In der Nähe Zürichs und im Kanton Basel-Land ist er häufiger als *U. Hordei*.

Die Sporenmasse ist schwarz und verstäubt leicht. Die Sporen sind 8 μ groß und haben eine schwach punktierte Membran. Sie keimen in Wasser und Nährlösung leicht aus und brauchen dazu folgende Zeiträume:

Frisches Material vom 10. Mai 1915 keimte am 11. Mai 1915, Keimdauer 1 Tag.

Älteres Material vom 18. August 1915 keimte am 25. August 1915, Keimdauer 7 Tage.

Bei der Keimung werden ein (Fig. 15) oder mehrere Promyzelien (Fig. 17) gebildet. Ihre Zellen sowie ihre Verzweigungen sind ursprünglich einkernig. Zur Kopulation gelangen nicht nur die abgeschnürten seitlichen Myzelfäden, sondern auch die Zellen der Promyzelien treten unter Schnallenbildung in Kopulation. Bei isolierten Fäden treten ihre Enden zusammen, und die Kerne beginnen einander näher zu rücken. Seitlich an der Berührungsfläche tritt eine Ausstülpung auf, in der die Zwischenwand gelöst wird (Fig. 20). Alsdann wandert der eine Kern aus der einen Zelle in die andere, worauf auch das Protoplasma nachzieht. Hierauf legen sich die beiden Kerne einander gegenüber (Fig. 22). Bei dem Promyzel sehen wir zwei Fälle eintreten. Einmal können die Promyzelzellen durch Brückenbildung miteinander in Verbindung treten (Fig. 19). Oder aber es kann ein zweites Promyzel, das an einer andern Stelle aus der Spore heraustritt, mit der ersten verwachsen (Fig. 18). In beiden Fällen beobachtet man das Hinüberwandern des Kernes.

Mit gekeimtem Sporenmaterial wurden an jungen Gerstenpflanzen Triebinfektionen versucht, aber stets mit negativem Erfolg. Die Infektion der Keimpflanze erfolgt nach Brefeld (Nr. 6) durch die Narben. Das Myzel befindet sich nach Lang (Nr. 22) zwischen der Kornschale und

dem Embryo und tritt erst bei der Keimung des Kornes in den Keimling hinein. Die aus ihm sich entwickelnde Pflanze ist brandig.

Junge, mit den ersten Anzeichen von Brand behaftete Gerstenähren wurden fixiert und zu Mikrotomschnitten weiter verarbeitet. Da die Entwicklung der Brandsporen nicht in allen Körnern gleich rasch fortschreitet, so trifft man, wenn die mittleren Körner der Ähre bereits die deutlichen Spuren des Brandes aufweisen, in den kleinern Körnern der Spitze und Basis der Ähre alle noch wünschbaren Stadien der Sporenentwicklung. Die jüngsten unter ihnen zeigen unregelmäßig geformte Myzelstücke mit zwei weit auseinander liegenden Kernen (Fig. 24). Allmählich runden sich die Myzelteile ab und werden kugelig, zugleich nähern sich beide Kerne, bis sie sich schließlich aneinander legen (Fig. 25). Dann verschmelzen sie zu einem Kern. Die Entwicklung der Membran sowie das Verhalten des Plasmas konnten wir wegen Schwierigkeit in der Färbung nicht genauer verfolgen. Die einzige Methode, die zur Sichtbarmachung der Kerne führte, war gegeben durch starkes Bleichen der Sporenmembran mittels Kaliumchlorat und verdünnter Salzsäure in alkoholischer Lösung, und dabei gingen die Detailbilder der Membran und Plasmastruktur verloren.

Ustilago Avenae (Persoon) Jensen.

Tafel II.

Der Pilz lebt parasitär auf dem Hafer. Die Sporenlager bleiben nicht von den Spelzen eingeschlossen, sondern stäuben mit beginnender Entwicklung der Haferrispe. Die Sporen sind kugelig, 9 μ im Durchmesser und ihre Membran ist fein gekörnt.

Bei der Reifung reißt die Membran auf, und durch den entstandenen Riß tritt das aus drei bis vier Zellen bestehende Promyzel aus. Seitlich wie endständig erzeugt es reichlich Konidien, die leicht abfallen (Fig. 12) und kleinere Sproßverbände liefern (Fig. 13). Durch mehrfache Konidienbildung an den gleichen Stellen werden die Glieder des Promyzels aus ihrer normalen geraden Lage herausgedrängt und verbogen (Fig. 11), wie dies für andere Arten schon nachgewiesen wurde, so z. B. für *U. violacea* durch Brefeld. Die zu Sproßverbänden vereinigten Konidien treten nun unter sich in Kopulation, und zwar legen sie sich paarweise mit ihren Enden aneinander, worauf an der Berührungsstelle eine Verbindungsbrücke entsteht (Fig. 14), durch welche der Kern von einer Konidie in die andere hinüberwandert. Ihm folgt das Protoplasma, so daß aus den beiden, je einkernigen Konidien eine zweikernige entsteht und von der andern eine kern- und plasmafreie Membran zurückbleibt (Fig. 16). In der Konidie legen sich nun beide Kerne äquatorial einander gegenüber; an dieser Stelle erscheinen die Konidien schwach eingeschnürt, ihre beiden Enden hingegen schwach angeschwollen (Fig. 17). Bei den ersten Teilungen verhalten sich nun beide Kerne konjugiert, wandern

aber bei den spätern Teilungen nach und nach an die beiden Enden, so daß sie sich in den späteren Stadien getrennt weiter teilen müssen (Fig. 19).

Ähnlich wie die Konidien können sich auch die Zellen des Promyzels verhalten, indem auch sie durch eine seitliche Schnalle zusammen kopulieren, wobei ebenfalls ein Kern- und Plasmaübertritt konstatiert werden kann (Fig. 15). Als Folge dieses Vorganges finden sich dann in älteren Kulturen Promyzelzellen mit zwei Kernen, sowie kern- und plasmalose Membranen.

Ustilago perennans Rostrup.

Tafel I.

Ähnlich wie *U. Avenae* verhält sich *U. perennans*. Er zerstört die Ähren von *Arrhenatherum elatius* (L.) Mert. et Koch. Die Sporen verstäuben leicht, sind kugelig, 5—8 μ groß und besitzen eine hellbraune, punktierte Membran.

Das Promyzel tritt durch einen Riß in der Sporenmembran heraus und schnürt seitlich und endständig, reichlich Konidien ab (Fig. 30). Diese besitzen nicht die regelmäßige ovale Gestalt derjenigen von *U. Avenae*, sondern sind größer und erscheinen z. T. plump und unregelmäßig geformt (Fig. 31). Die Konidien fallen leicht ab und bilden kleinere Sproßverbände von zwei bis fünf Gliedern (Fig. 32). Auch das ganze Promyzel oder nur einzelne Glieder desselben können abfallen und weitersprossen. Die Kopulation erfolgt mit Hilfe eines seitlichen gekrümmten Verbindungsschlauches (Fig. 33). Figur 37 zeigt den Kern in demselben, wie er von einer Konidie in die andere hinüberwandert. Ist der Übertritt vollzogen, so folgt dem Kern das Protoplasma nach (Fig. 38). Dadurch entstehen stets zweikernige Konidien (Fig. 34). Die dickeren Konidien beginnen nun an einem Ende zu einem Myzelfaden auszuwachsen (Fig. 36), wobei ein Kern in die Spitze wandert, der andere am andern Ende der Konidie zurückbleibt. Haben die Konidien die normale Form und Größe erlangt, so beginnen sie sich zu teilen und zu langen Myzelfäden mit je zweikernigen Gliedern auszuwachsen.

In Wasser ist die Konidienbildung spärlich, hingegen schnürt das Promyzel seitlich Myzelfäden ab, die einkernig und denjenigen von *U. nuda* und *U. Tritici* ähnlich sind. Auch sie treten untereinander in Kopulation, wobei ebenfalls ein Kernübertritt erfolgt. Dieser Vorgang kann auch zwischen solchen Myzelien und Konidien stattfinden. Ferner können aber auch abgefallene Promyzelzellen zusammen oder aber entweder mit Konidien oder mit den seitlichen abgeschnürten Myzelien kopulieren.

Ustilago dura Appel et Gassner.

Syn.: *Ustilago Arrhenatheri* Schellenberg.

Tafel I.

U. dura zerstört den Blütengrund von *Arrhenatherum elatius*, wenn auch nicht in dem Maße wie *U. perennans*. Die Sporenmasse ist verklebt

und dunkel gefärbt; die einzelnen Sporen sind 5—7 μ groß und besitzen eine glatte Membran.

Das Promyzel tritt durch einen Riß in der Sporenmembran heraus und schnürt seitlich und endständig Zellen ab, die sofort zu Myzelfäden auswachsen (Fig. 26). Nur selten werden Konidien gebildet, gleichgültig ob die Keimung in Wasser oder in Nährlösung erfolgt. Ähnlich wie bei *U. nuda* und *U. Tritici* können auch hier mehrere Promyzelien aus der Spore heraustreten. Die Glieder des Promyzels sowie die abgeschnürten Zellen sind stets einkernig. Die Kopulation erfolgt stets durch Schnallenbildung (Fig. 28). Dabei tritt zuerst der Kern über, worauf ihm das Protoplasma nachfolgt. Die zweikernigen Zellen wachsen nun zu langen Myzelfäden aus, mit stets zweikernigen Gliedern (Fig. 29). Diese strecken sich sofort, dabei teilen sich die Kerne konjugiert.

U. dura wurde von Schellenberg (Nr. 29) eingehend beschrieben. Seine Figuren stimmen mit den unserigen weitgehend überein. Die Kernverhältnisse sind von ihm nicht untersucht worden. Seine Bilder (Nr. 22) der Tafel VII stellen wahrscheinlich Zweikernstadien dar.

Ustilago Hordei (Persoon) Kellerman et Swingle.

Tafel II.

U. Hordei befällt sämtliche Gerstenarten. Die Sporenmasse bleibt anfänglich in den Spelzen eingeschlossen und wird erst bei der Halmreife verstreut. Die Sporen sind miteinander verklebt, kugelig und etwa 10 μ groß. Ihre Membran ist glatt.

Bei der Keimung reißt die Sporenmembran auf und das Promyzel tritt durch den entstandenen Riß heraus. Bleicht man die Membran frisch gekeimter Sporen mit Wasserstoffsuperoxyd, so daß sie durchsichtiger wird, so sieht man, daß bei der Keimung in der Spore der Kern sich in zwei Kerne teilt (Fig. 1), wovon der eine in das Promyzel wandert, der andere in der Spore zurückbleibt (Fig. 2). Dieses Verhalten der Kerne erklärt die Möglichkeit, daß aus einer Spore mehrere Promyzelien austreten können. Die Keimung erfolgt meist schon nach wenigen Stunden. Das Promyzel besteht aus drei bis vier Gliedern, die je einen Kern enthalten. Seitlich und endständig werden reichlich Konidien gebildet (Fig. 3), die leicht abfallen (Fig. 4) und Sproßverbände liefern. Die Konidien sind elliptisch und enthalten stets nur einen Kern. Erst bei Verarmung der Nährlösung treten je zwei Konidien in Kopulation, wobei sie ihre Form ändern, indem sich ihre Enden stärker abrunden, dann legen sie sich mit diesen zusammen und bilden je eine seitliche Ausstülpung, in welcher die trennende Membran gelöst wird (Fig. 5). Zugleich nähern sich beide Kerne der Öffnung, bis dann ein Kern in die andere Konidie hinüberwandert. Ist der Übertritt des Kernes vollzogen, so wandert auch der Protoplasmainhalt nach (Fig. 5). Die entleerten Konidien werden abgeschnürt, schrumpfen zusammen und degenerieren. Die andern runden

sich ab und die beiden Kerne lagern sich äquatorial einander gegenüber (Fig. 6). Sie teilen sich hier konjugiert, wodurch Myzelfäden entstehen mit lauter zweikernigen Gliedern. Bei fortgesetzter Teilung strecken sich die einzelnen Zellen, und die Kerne wandern an die beiden Pole, wodurch eine weitere konjugierte Teilung verunmöglicht wird (Fig. 7, 8 u. 9).

Bei der früher herrschenden Verwirrung in der Nomenklatur des *U. Carbo* ist es jeweilen schwierig zu unterscheiden, welche der sieben Arten vorlag. So hat Brefeld als *U. Hordei* eine Form beschrieben, welche, wie schon früher Jensen und Lang nachgewiesen haben, *U. nuda* gewesen sein dürfte. Es ist namentlich Magnus gewesen, der die richtige Nomenklatur der sieben Arten des *U. Carbo* richtig gestellt hat. Wohl die erste systematisch vergleichende Bearbeitung findet sich in Schellenberg: „Die Brandpilze der Schweiz". Erst seitdem ist nun ein sicheres Bestimmen und Vergleichen möglich geworden. Die Kernverhältnisse sind von ihm nicht untersucht worden. Meine Bilder, die ich von den einzelnen Arten erhielt, stimmen mit den seinigen weitgehend überein.

Ustilago Vaillantii Tulasne.

Tafel II.

Das von mir untersuchte Material stammte z. T. aus Locarno, z. T. von Brusio. In beiden Fällen war die Wirtpflanze *Scilla bifolia* (L.). Das Sporenpulver ist olivgrün. Die einzelnen Sporen sind länglich, unregelmäßig geformt und variieren stark in der Größe. Ihre Membran ist schwach punktiert und ockergelb.

Die Sporen keimen außerordentlich leicht, sowohl in Wasser als auch in Nährlösung. Dabei reißt die Sporenmembran auf. Das Promyzel bleibt relativ kurz und ist einkernig. Es schnürt am Ende eine Konidie ab (Fig. 20), die leicht abfällt (Fig. 22) und sich in einen dreigliedrigen Konidienträger teilt. Seine drei Glieder sind ursprünglich einkernig. Dieser abgefallene dreigliedrige Konidienträger schnürt an den Zwischenwänden weitere Konidien ab (Fig. 23). Sie sitzen an kurzen Stielchen, sind spindelförmig, etwas kleiner als die ursprüngliche Konidie und enthalten stets nur einen Kern. Sie fallen leicht ab und wachsen dann zu der normalen Größe des Konidienträgers aus; dann teilt sich der Kern in drei, zugleich entstehen zwei Zwischenwände, so daß aus der einzelligen Konidie ein neuer dreigliedriger Konidienträger entstanden ist. Er schnürt wiederum seitliche Konidien ab, und diese wachsen wiederum zu Konidienträgern heran.

In älteren Kulturen wachsen die abgeschnürten und abgefallenen Konidien nicht mehr zu Konidienträgern heran, sondern kopulieren zahlreich, indem sie durch einen dünnen Keimschlauch keimen. Trifft dieser auf eine andere Konidie, so verwächst er mit ihr, die Membran wird an der Verbindungsstelle aufgelöst. Dadurch ist zwischen beiden Konidien

die Verbindung hergestellt (Fig. 26). Nun nähern sich die beiden Kerne der zwei Konidien dem Kopulationsschlauch, bis einer durch denselben in die andere Konidie hinüberwandert. Ist der Übertritt des Kernes erfolgt, so wandert auch das Protoplasma in die nun zwei Kerne enthaltende Konidie. Die Kopulation kann auch zwischen zwei Gliedern des Konidienträgers stattfinden. Dabei nähern sich beide Kerne einander und die trennende Membran wird teilweise gelöst. Durch die entstandene Öffnung tritt nun der Kern und hernach das Protoplasma aus einer Zelle in die andere über. Nach vollzogener Kopulation schließt sich die Öffnung wieder. Dadurch entstehen aus dem Konidienträger, der ursprünglich aus drei je einen Kern enthaltenden Zellen besteht, ein solcher, der aus einer zweikernigen und einer einkernigen Zelle sowie aus einer leeren Membran besteht (Fig. 27). Die einkernige Zelle kann auch mit einer einkernigen Konidie kopulieren (Fig. 24). Ferner kann auch der Konidienträger mit einem andern kopulieren, indem zwischen beiden ein, zwei oder drei Verbindungsschläuche entstehen, durch welche die entsprechende Zahl Kerne von einem Konidienträger in den andern wandern. Dadurch entstehen Promyzelien, die aus drei je zwei Kerne enthaltenden Zellen bestehen.

Anfänglich legen sich die beiden Kerne nebeneinander (Fig. 28). Erst nachdem diese zweikernigen Zellen mit einem dünnen Myzelfaden auskeimen (Fig. 29), wandern die beiden Kerne an die beiden Enden dieser Myzelfäden.

Läßt man die Keimung von *U. Vaillantii* sich in Wasser vollziehen, so entsteht nicht ein Promyzel mit Konidienträger, sondern aus der Spore tritt ein dünner Myzelschlauch heraus, der sofort weiterwächst. Er enthält nur einen Kern, der sich nahe an der Spitze befindet. Beim Auswachsen sammelt sich das Protoplasma im vordern Teil, indem sich der hintere nach und nach entleert (Fig. 40).

Die Keimung in Wasser wurde zuerst von Schröter und von Brefeld untersucht. Sie beobachteten das gleiche Bild wie bei der Keimung der Sporen in Nährlösung, nur blieben die Konidienträger und die Konidien kleiner. Später wurde die Keimung wieder von Schellenberg untersucht. Er gelangte zu einem etwas andern Resultat, indem er beobachten konnte, daß die Sporen in Wasser nicht ein kurzes Promyzel bilden, das eine Konidie abschnürt, sondern daß das Promyzel zu einem langen Myzelfaden auswächst. Unsere Resultate, die wir bei der Keimung in Nährlösungen erhielten, stimmen mit denen Brefelds überein. Die Keimung in Wasser ergab die gleichen Bilder wie die von Schellenberg.

Ustilago longissima (Sowerby) Tulasne.

Tafel II.

Das Untersuchungsmaterial stammt von Oerlikon bei Zürich und vom Seelisbergersee (736 m ü. M.). An beiden Fundorten war der Pilz häufig

auf *Glyceria fluitans* L. Die Sporen sind kugelig und besitzen eine glatte Membran. Ihre Größe beträgt 6 μ im Durchmesser.

Die Sporen keimen in Nährlösung schon nach wenigen Tagen. Das Promyzel ist nach Brefeld das erste kurze Glied (Fig. 30), an dem am Ende eine spindelförmige Konidie abgeschnürt wird (Fig. 31), die alsdann abfällt und zu einem vielzelligen Konidienträger auswächst (Fig. 36). In stark konzentrierten Nährlösungen ist die erste Konidie, die gebildet wird, nicht spindelförmig, sondern walzenförmig (Fig. 32). Die Konidie fällt leicht ab und vergrößert sich, zugleich teilt sie sich mehrfach, worauf sie end- und seitenständig zahlreiche Konidien abschnürt. Die Zellen des Konidienträgers sowie die Konidien sind stets einkernig. Die abgefallenen Konidien vergrößern und teilen sich nun, wodurch sie zu neuen Konidienträgern heranwachsen. Durch diese fortgesetzte Konidienbildung und deren Heranwachsen zu Konidienträgern entsteht an der Oberfläche der Nährlösung eine Kahmhaut. Es ist außerordentlich schwierig in der Natur, in der auf den Gewässern, in denen *Glyceria* vorkommt, sich findende Kahmhaut, die Konidienträger von *U. longissima* nachzuweisen. Doch kann mit Sicherheit angenommen werden, daß sie auch dort vorkommen müsse. Bei Verarmung der Nährlösung runden sich die Konidien ab und werden dadurch kürzer und breiter. Ihr längerer Durchmesser beträgt dann etwa 6—12 μ (Fig. 45). In solchem Zustand können sie kleinere oder größere Sproßverbände bilden (Fig. 34). Bei der Kopulation bilden sich an den Berührungsstellen kurze Verbindungsschläuche, durch die je ein Kern samt Protoplasma aus einer Konidie in die andere hinüberwandert (Fig. 36). In den dadurch entstandenen zweikernigen Konidien lagern sich beide Kerne äquatorial einander gegenüber. Bei den nun beginnenden Teilungen der Konidien teilen sich beide Kerne längere Zeit konjugiert, wodurch lange Myzelfäden entstehen, die aus kugeligen Gliedern bestehen, mit je zwei einander gegenüberliegenden Kernen (Fig. 38). In späteren Stadien strecken sich die Zellen und die Kerne wandern an die beiden Enden (Fig. 39). Dadurch wird die konjugierte Teilung unmöglich.

Die Keimung von *U. longissima* wurde am eingehendsten von Brefeld beschrieben. Das erste kurze Glied betrachtet er als das Promyzel, das am Ende eine Konidie abschnürt. Dieses fällt leicht ab und wächst zu einem Konidienträger aus, der wieder Konidien abschnürt. Unsere Bilder stimmen mit denen von Brefeld überein. Hingegen wurde von Brefeld die Kopulation nicht beobachtet, sondern nur das fortwährende Weitersprossen und das Auswachsen der Konidien zu Konidienträgern. Dieses Verhalten veranlaßte Brefeld *U. longissima* als Vertreter einer Untergattung von *Ustilago* anzusehen, und zwar als der phylogenetisch älteste Typus. Er benannte diese Untergattung *Proustilago* und charakterisierte sie durch die wiederholte, aber in der Form schwankende Fruchtträgerbildung.

Wir können uns dieser Auffassung nicht anschließen, sondern betrachten das Verhalten der Konidien von *U. longissima* als eine biologische Anpassung. Durch das fortwährende Weitersprossen wird an der Oberfläche der Gewässer, in denen *Glyceria fluitans* vorkommt, eine Kahmhaut gebildet, die wahrscheinlich im Dienste der Infektion steht. Ein analoges Verhalten wurde von Brefeld für *Doassansia* nachgewiesen. Bei den Arten dieser Gattung schwimmen die Sporenballen an der Oberfläche und erzeugen reichlich Konidien. Wahrscheinlich infizieren diese dann die Wirtpflanze, wenn sie beim Wachstum an die Oberfläche gelangen.

Wir betrachten das Verhalten von *U. longissima* nicht als ein phylogenetisch begründetes, sondern als eine biologische Anpassung, analog dem Verhalten von *Doassansia*.

Ustilago marginalis (D. C.) Schröter.

Tafel III.

Mein Material stammt von St. Moritz. Die Sporen sind kugelig, 12—16 μ groß und violett. Die Membran ist dicht mit kleinen höckerigen Erhöhungen besetzt. In Wasser und Nährlösungen keimen sie sofort, ohne Ruheperiode. Dabei reißt die Membran auf und ein dickes viergliedriges Promyzel tritt aus der Spore. Jede dieser vier Zellen besitzt je einen Kern. Dann werden seitlich und endständig zahlreiche kugelige bis schwach ovale Konidien gebildet (Fig. 26).

Für *U. marginalis* ist die Art und Weise der Abschnürung der Konidien besonders charakteristisch, indem diese nicht wie bei den andern Ustilagineen an den Zwischenwänden zwischen je zwei Zellen des Promyzels gebildet werden, sondern an beliebigen Stellen (Fig. 27). Die Konidien fallen leicht ab und bilden dann Sproßverbände (Fig. 29). Zur Kopulation schreiten nur wenige Konidien, meist sprossen sie bis zur völligen Erschöpfung der Nährlösung weiter. Bei der Kopulation löst sich an der Berührungsstelle die trennende Membran, und durch die entstandene Öffnung tritt ein Kern über, wodurch eine zweikernige Konidie entsteht (Fig. 30). In dieser lagern sich beide Kerne in der Mitte einander gegenüber, sie erscheint an dieser Stelle schwach eingeschnürt (Fig. 32). In älteren Kulturen sind die Kerne an beiden Enden der Konidie gelagert. Nur in Ausnahmefällen vollzieht sich die Kopulation durch einen Kopulationsschlauch (Fig. 31).

In *U. marginalis* liegt uns unzweifelhaft ein Fall vor, der stark an das Verhalten von *U. Tragopogonis pratensis* erinnert. Schon Federley (Nr. 13) war bei diesem Pilz aufgefallen, daß ein Teil der Konidien kopulierte, ein anderer Teil hingegen nicht. Wir sind der Ansicht, daß dieses Verhalten für *U. marginalis* sich erklären läßt, durch die Annahme, daß unter den bestehenden Kulturbedingungen die Kopulation nur selten auftritt.

Die Keimung wurde zuerst von Schröter dann von Brefeld eingehend untersucht. Bei der Keimung in Nährlösungen entstehen vierzellige Fruchtträger, an denen rundliche Konidien gebildet werden, die

rechtwinklig abstehen. Diese fallen ab und bilden durch Sprossung Verbände. Brefeld konnte aber keine Fusionen beobachten, ebenso wie ein Auswachsen zu Myzelfäden. Die Kopulation ist bei *U. marginalis* schwierig zu sehen, indem sie nicht mit Hilfe einer Brücke, sondern nur durch teilweises Auflösen der Membran zwischen zwei Konidien erfolgt. Die Figuren, die er von den Sproßverbänden gibt, in welchen zwei Konidien mit ihren Enden zusammenstoßen, dürften diesen Vorgang darstellen, wenn auch das Verhalten der Kerne dabei nicht ersichtlich ist.

Ustilago Tragopogonis pratensis (Persoon) Winter.

Tafel III.

Zur Untersuchung standen mir zwei Proben zur Verfügung, die erste stammte von einer Waldwiese aus der Nähe Zürichs, die andere aus dem botanischen Garten der Eidgen. Techn. Hochschule. Im erstern Falle war *Tragopogon pratense* L., im zweiten Falle *Tragopogon porrifolium* L. die Wirtpflanze. Der Pilz zerstört den Blütenboden und erfüllt ihn mit seinem dunkelvioletten, leicht stäubenden Sporenpulver. Entgegen den Angaben in der Literatur (Brefeld (Nr. 6), Schellenberg (Nr 28), Rawitscher (Nr. 26)), wonach an einem Stock jeweilen sämtliche Blütenköpfe befallen werden, fanden wir am 3. Juli 1915 auf den Kolbenhofwiesen in der Nähe Zürichs eine *Tragopogon*-Pflanze, die neben kranken Blüten gesunde Früchte sowie eine gesunde Blüte besaß. Diese Pflanze wurde von uns in Kultur genommen und bildete noch einige gesunde und kranke Blüten aus (vgl. Taf. IV).

Die Keimung wurde schon von Dangeard, Federley und Rawitscher beschrieben. Die Sporen keimen sofort nach ihrer Reife, indem durch einen Riß in der Sporenmembran ein dreigliedriges Promyzel heraustritt, das seitlich und endständig zahlreiche Konidien abschnürt (Fig. 1). Die Zellen des Promyzels und die Konidien sind einkernig. Charakteristisch für *U. Tragopogonis pratensis* ist das Verhalten der Konidien am Promyzel; sie fallen nicht sofort ab, sondern bleiben am Fruchtträger der Länge nach angeschmiegt haften (Fig. 2). Oft fällt das ganze Promyzel ab. Wenn die Konidien sich später loslösen, so bilden sie keine Sproßverbände, sondern schwimmen vereinzelt in der Nährlösung herum, (Fig. 3), bis sie paarweise zusammen kopulieren. Je zwei Konidien legen sich aneinander und zwischen beiden bildet sich ein Verbindungsschlauch, durch welchen erst der Kern, dann das Protoplasma von einer Konidie in die andere wandert (Fig. 4). Die zurückbleibende leere Membran degeneriert; die zweikernigen Konidien sind anfänglich oval, die beiden Kerne liegen in der Mitte einander gegenüber (Fig. 7), an dieser Stelle erscheinen die Konidien nicht eingeschnürt wie z. B. bei *U. Avenae*. Anfänglich teilen sich beide Kerne auch hier konjugiert, in spätern Stadien, wenn sich die Zellen gestreckt haben, ist das nicht mehr möglich.

Die Sporenbildung wurde von Dangeard und Rawitscher angegeben. Danach sind die jungen Sporen zweikernig. Bei ihrer Entwick-

lung zur reifen Spore vereinigen sich beide Kerne. Federley (N. 13) hatte bei *U. Tragopogonis* den Kernübertritt beobachtet und ferner die sofortige Verschmelzung der beiden Kerne in der Konidie. Unsere Untersuchungen haben aber stets ein anderes Verhalten gezeigt. Die beiden Kerne verschmelzen nicht sofort, sondern bleiben in der Konidie getrennt nebeneinander, auch beim Auswachsen dieser zu Myzelfäden. Es darf wohl mit Bestimmtheit angenommen werden, daß die beiden bei der Sporenentwicklung verschmelzenden Kerne, mit den beiden, bei der Kopulation zusammentretenden Kernen, identisch sind, wenn auch bis dahin die Infektion und das Verhalten der zweikernigen Myzelfäden zwischen Kopulation und Sporenbildung noch nicht untersucht worden sind.

Ferner war schon Federley aufgefallen, daß nur in einer seiner ihm zur Untersuchung stehenden Proben die Konidien zur Kopulation schritten. Er vermutet auf Grund dieses Verhaltens, daß *U. Tragopogonis pratensis* in verschiedene Rassen getrennt werden könne. Uns ist aufgefallen, daß die Probe, die von *Tragopogon pratense* stammt, stets nur in Nährlösung, diejenige, die von *Tragopogon porrifolium* stammt, stets nur in reinem Wasser keimte. Auf Grund dieser Erscheinung glauben wir annehmen zu dürfen, daß wir in *U. Tragopogonis pratensis* einen Pilz vor uns haben, der hinsichtlich der Kulturbedingungen sehr verschiedene Ansprüche stellt, je nach seiner Herkunft, ohne aber eigentliche Rassen zu bilden.

Ustilago Scorzonerae (Albertini et Schweinitz) Schroeter

Tafel III.

U. Scorzonerae gleicht im Krankheitsbild weitgehend *U. Tragopogonis pratensis*. Er befällt *Scorzonera humilis* L. Die Sporen sind etwas kleiner als bei *U. Tragopogonis pratensis*, sie haben höchstens einen Durchmesser von 12 μ. Sie sind dunkelviolett und ihre Membran zeigt ein regelmäßiges Maschennetz. Bei der Keimung reißt die Membran nicht auf, sondern das Promyzel tritt durch einen Keimporus heraus (Fig. 14). Die Erscheinung war bisher erst für einige Tilletieen bekannt geworden, aber noch nie bei einer Ustilagineenart. Das Promyzel sowie die Konidien enthalten stets nur einen Kern. Das Promyzel ist dreigliedrig und schnürt seitlich und endständig dünne spindelförmige Konidien ab (Fig. 15). Die Konidien stehen am Promyzel weit ab. Nachdem sie abgefallen sind, bilden sie größere Sproßverbände, deren eigentümliches „sparriges" Aussehen schon von Brefeld beschrieben und abgebildet worden war (Fig. 16). Die Kopulation tritt nur in beschränktem Maße auf, so daß stets nur einige wenige Konidien, die keine Sproßverbände gebildet hatten, sich durch einen Myzelfaden verbinden, durch den ein Kern aus einer Konidie in die andere wandert (Fig. 17). Dadurch entstehen zweikernige Konidien (Fig. 18). Aber selbst in den ältesten Kulturen waren sie nur in geringer Anzahl zu finden. Sie sind kurz, oval und ihre Kerne liegen einander

äquatorial gegenüber. Ein Auswachsen zu Myzelfäden konnte nie beobachtet werden.

U. Scorzonerae wurde von Brefeld eingehend beschrieben. Die Figuren die er gibt, stimmen mit den unserigen weitgehend überein. Er ließ das Material in Wasser oder Nährlösung keimen und beobachtete dabei ein großes vierzelliges Promyzel, das reichlich Konidien erzeugt. Bei der Keimung in reinem Wasser ist die Zahl der abgeschnürten Konidien geringer und zugleich sind die einzelnen Konidien kleiner, als wenn dem Pilz eine Nährlösung zur Verfügung stand. Durch Sprossung entstehen größere Verbände, die ein „sparriges" Aussehen haben. Jedoch konnte Brefeld nie Fusionen beobachten. Im Gegensatz dazu zeigten unsere älteren Kulturen die Kopulation der Konidien, die wir in Fig. 17 abgebildet haben.

Ustilago violacea (Persoon) Fuckel.

Tafel III.

Das mir zur Verfügung stehende Material stammte von *Lychnis coronaria* L. Die Sporenmasse ist dunkelviolett, die einzelnen Sporen sind kugelig, 5—9 μ groß. Die Membran zeigt ein Netz von Leisten, die an ihren Schnittpunkten zu Spitzchen ausgezogen sind.

Die Sporen keimen sofort und bilden ein zylindrisches zwei bis dreizelliges Promyzel, das durch einen Riß in der Membran heraustritt. Seitlich und endständig werden reichlich ovale Konidien gebildet, von 6 μ Länge (Fig. 19), welche durch Auswachsen leicht große Sproßverbände liefern (Fig. 20). Sie sind sowohl einzeln, wie auch in Verbänden stets einkernig. Ebenso fallen die Promyzelien leicht ab und erzeugen durch Sprossung an den Enden und Querwänden zahlreiche Konidien, die aber etwas kleiner sind als diejenigen, die zuerst vom Promyzel abgeschnürt wurden. Bei Verarmung der Nährlösung treten sie untereinander in Kopulation, indem zwischen je zwei ein Verbindungsschlauch dadurch entsteht, daß eine Konidie einen feinen Schlauch austreibt, der entweder auf eine andere trifft und an deren Berührungsstelle die Membran gelöst wird oder aber es treffen die beiden Keimschläusche zusammen. Ist die Verbindung zwischen zwei Konidien hergestellt, so nähern sich ihr beide Kerne (Fig. 21), worauf einer durch diese in die andere Zelle wandert, wodurch das Zweikernstadium entsteht. Die Fig. 22 zeigt uns den Zellkern in der Verbindungsbrücke. Ist der Kernübertritt vollzogen, so wandert ihm das Protoplasma nach. Die zwei Kerne enthaltenden Konidien wachsen nun zu Myzelfäden aus, deren sämtliche Glieder zweikernig sind. Es konnte von uns nie, wie bei den meisten andern Arten, konstatiert werden, daß sich die beiden Kerne äquatorial einander gegenüber lagern, sondern fanden sich stets von Anfang an an beiden Enden (Fig. 23).

Trifft der Keimschlauch, den die Konidie zum Zwecke der Kopulation austreibt, weder auf eine Konidie noch auf einen andern Keimschlauch,

so wandert der Kern in die Spitze, worauf ihm das Protoplasma folgt (Fig. 24). Trifft eine solche Zelle auf eine Konidie, so erfolgt ebenfalls eine Kopulation. Sie ist auch mit einem Kernübertritt verbunden.

Macht man Schnitte durch junge erkrankte Antheren, so zeigen die kurzen, eckigen Myzelstücke zwei Kerne. In älteren Stadien runden sich die Zellen ab und nehmen die Sporenform an. Zugleich nähern sich beide Kerne, bis sie sich aneinander legen und schließlich verschmelzen so daß die jungen Sporen nur noch einen Kern enthalten (Fig. 25).

Ustilago Scabiosae (Sowerby) Winter.

Tafel III.

U. Scabiosae findet sich in der ganzen Nordschweiz überaus häufig, besonders auf *Knautia arvensis* L. und *Knautia silvatica* L. Der Pilz zerstört die Antheren der Wirtpflanze. Das Sporenpulver ist hellila und leicht stäubend. Die Sporen sind kugelig und 7—9 μ groß. Ihre Membran besitzt engmaschiges Leistennetz.

Die Sporen keimen sofort, dabei tritt durch einen Riß in der Membran ein aus drei bis vier Gliederen bestehendes Promyzel. Dieses schnürt seitlich und endständig zahlreiche Konidien ab (Fig. 8). Diese sind oval und enthalten stets nur einen Kern (Fig. 9). Sie fallen leicht ab und erzeugen kleinere oder größere Sproßverbände (Fig. 10). Bei Verarmung der Nährlösung kopulieren sie zahlreich. Der Verbindungsschlauch zwischen zwei Konidien ist bei dieser Form verhältnismäßig lang (Fig. 11). Dann wandert ein Kern aus einer Konidie in die andere, wo auf ihm das Protoplasma nachfolgt (Fig. 12). Die beiden Kerne legen sich in der Mitte nebeneinander (Fig. 13), jedoch konnten wir nie beobachten, daß sie sich äquatorial lagern, so daß wir die Frage, ob eine konjugierte Kernteilung eintritt, unentschieden lassen müssen. Die zweikernigen Konidien wachsen nun zu langen Myzelfäden aus.

Die Untersuchung der Sporenbildung ergab genau die gleichen Bilder, wie bei *U. violacea*.

U. violacea und *U. Scabiosae* sind am eingehendsten von Brefeld untersucht worden. Seine Figuren stellen die gleichen Verhältnisse dar wie wir sie gefunden haben. Hingegen sind die beiden Pilze nicht auf das Verhalten der Zellkerne hin untersucht worden.

Tilletia Tritici (Bjerkander) Winter.

Tafel V.

T. Tritici befällt unsere Weizenarten: auf *Triticum vulgare* Vill. und *Triticum Spelta* L. ist er allgemein verbreitet. Die Sporen sind kugelig und haben einen Durchmesser von etwa 20 μ. Ihre Membran ist gelbbraun und besitzt ein regelmäßiges fünf bis sechs seitiges Maschennetz.

Die Sporen keimen leicht auf geschlemmter Erde, die feucht auf einem Objektträger glatt aufgestrichen war, und zwar in etwa 10 Tagen.

Aussaat 12. November 1915, keimte am 21. November, Keimdauer 9 Tage,
„ 7. Januar 1916, „ „ 19. Januar, „ 12 „
„ 10. Februar 1916, „ „ 20. Februar, „ 10 „

Ganz frisches Material keimt etwas rascher.

Aussaat 19. Juli 1915, keimte am 23. Juli, Keimdauer 4 Tage,
„ 11. September 1915, „ „ 16. „ „ 5 „

Bei der Keimung teilt sich der Kern der Spore in zwei, dann reißt die Membran auf und das Promyzel tritt heraus, in das der eine der beiden Kerne wandert. Das Promyzel besteht aus einer, höchstens zwei Zellen, die je einen Kern enthalten (Fig. 1). An der Spitze des Promyzels teilt sich der Kern erst in zwei (Fig. 2), diese wieder je in zwei (Fig. 3 u. 4) und diese wiederum je in zwei, wodurch acht Kerne entstehen. Der ganze Vorgang entspricht einer dreifach dichotomen Verzweigung. Zugleich bilden sich acht kleine Ausstülpungen, in die je ein Kern wandert (Fig. 5). Häufig entstehen nicht acht, sondern eine etwas größere oder kleinere Anzahl Kerne und eine entsprechende Anzahl endständiger Ausstülpungen. Wenn auch die Zahl der Kerne und dementsprechend die der Konidien nicht konstant ist, so ändert das an der Art der Teilung nichts. Sie ist trotzdem stets eine dichotome. Die unregelmäßige Anzahl der Kerne ist entstanden dadurch, daß ein oder mehrere Kerne entweder bei der Teilung zurückblieben oder aber eine größere Anzahl Teilungen machte. An diesen Ausstülpungen, welche Sterigmen genannt werden, entstehen nun die Endkonidien. Sie sind anfänglich eliptisch (Fig. 5), strecken sich aber sofort zu langen, dünnen, schwach gebogenen Konidien (Fig. 6). Während ihres Auswachsens wandern die Kerne in sie hinein. Die Konidien treten oft jetzt schon unter sich in Verbindung, meist aber fallen sie erst ab, um alsdann durch eine Verbindungsbrücke zu kopulieren. Dabei ist stets ein Kernübertritt zu beobachten (Fig. 7). Mit Beginn der Brückenbildungen beginnen die Kerne einander sich zu nähern, bis dann der eine durch die Verbindungsbrücke aus der einen Konidie in die andere hinüberwandert, dann folgt ihm der Protoplasmainhalt nach. Die entleerte Konidie degeneriert, die entstandene, zweikernige wächst sofort zu zweikernigen Myzelfäden aus, welche seitlich die Sichelkonidien abschnüren (Fig. 8) und die ihrerseits leicht abfallen (Fig. 11). Die Sichelkonidien enthalten ein Kernpaar, das hervorgegangen ist durch eine konjugierte Teilung der zwei Kerne im Myzelfaden (Fig. 10). Da die beiden Kerne in den Sichelkonidien äquatorial aneinander gelagert sind (Fig. 11), war die Zweikernigkeit nur schwer zu erkennen. Die Größe der Sichelkonidien beträgt 3—4 μ in der Länge und 1,5—2 μ in der Breite. Die Sichelkonidien wachsen wiederum sehr leicht zu zweikernigen Myzelfäden aus.

Mit solchem Material wurde von uns an Weizenkeimlingen Infektionsversuche vorgenommen. Schon nach wenigen Stunden konnte das Eindringen des Myzels zwischen die jungen, noch in lebhafter Teilung begriffenen Zellen der Wirtpflanze beobachtet werden (Textfig. 1). In Mikrotomschnitten durch die jungen infizierten Fruchtknoten lassen sich in den Interzellularen die zweikernigen Myzelstücke leicht erkennen (Fig. 12). Der Protoplasmainhalt sammelt sich um die Kerne an. Oft teilen sich diese vorher noch konjugiert ein- bis zweimal, so daß die Myzelien zwei bis drei Kernpaare enthalten (Fig. 13). Um jedes derselben sammelt sich das Protoplasma an und die Myzelstücke schnüren sich perlschnurartig ab. Sie umgeben sich mit einer erst dünnen Membran. Nun treten die Kerne näher zusammen und legen sich aneinander und verschmelzen schließlich, wodurch die einkernigen Sporen entstehen. Zugleich verdickt sich die Membran und die Leisten bilden sich aus.

In Wasserkulturen verhalten sich die Promyzelien etwas anders. Sie sind immer bedeutend länger und bestehen oft aus einer größeren Anzahl Glieder. Dabei wandert das Protoplasma immer von den älteren Gliedern in die jüngeren, so daß es stets die Zellen der Spitze erfüllt, diejenigen an der Basis aber leer sind. Dabei sind die Kerne unregelmäßig in der Scheitelzelle verstreut (Fig. 14). Zur Erklärung dieser Erscheinung muß die Tatsache ausdrücklich hervorgehoben werden, daß die Endkonidien stets nur in der Luft, nie aber im Wasser gebildet werden. Der Kern teilt sich auch in diesem Fall an der Spitze der ersten Promyzelzelle, da aber das Promyzel, um an die Oberfläche der Flüssigkeit zu gelangen sich strecken und teilen muß, so kommen die Kerne aus ihrer ursprünglichen, normalen Lage in die unregelmäßig zerstreute.

Textfig. 1.

Am eingehensten wurde die Sporenkeimung von *T. Tritici* von Brefeld beschrieben. Er ließ die Sporen in Wasser keimen und beobachtete, daß lange, dünne, aus vielen Gliedern bestehende Promyzelien entstehen, in welchen sich das Protoplasma von hinten nach vorn entleert. Erst wenn die Oberfläche erreicht ist, werden meist acht Endkonidien gebildet. Diese fusionieren paarweise. Auch hier spricht Brefeld dem Vorgang jede sexuelle Bedeutung ab. Im Gegensatz dazu hatte schon vorher Tulasne und de De Bary diesen Vorgang als eine Form geschlechtlicher Fortpflanzung ausgesprochen. Doch konnte keiner dieser Forscher die Richtigkeit seiner Ansicht beweisen.

Rawitscher (Nr. 27) hat die Untersuchung der Keimung von *T. Tritici* von neuem aufgegriffen. Er nimmt an, daß die ersten Teilungen des

Kernes in der Spore stattfinden. Hernach wandert deren ganzer Inhalt in das Promyzel. Nach dieser Darstellung des Keimvorganges bliebe also kein Kern in der Spore zurück, doch widerspricht das der Tatsache, daß auch bei *T. Tritici* gelegentlich zwei und mehr Promyzelien gebildet werden, wie solche schon von Tubeuf (Nr. 33 p. 307) abgebildet worden sind. Würde in der Spore kein Kern zurückbleiben, so wäre es unmöglich, daß mehrere Promyzelien gebildet werden könnten. Im weiteren differieren seine Figuren mit den meinigen in der Anordnung der Kerne im Promyzel. Dies ist jedenfalls auf die verschiedenen Kulturmethoden zurückzuführen. Rawitscher ließ sein Material im Wasser, wir hingegen auf feuchtem Ton keimen. Schon Brefeld hatte darauf hingewiesen, daß die Endkonidien stets nur in der Luft gebildet werden, und daß deshalb das Promyzel von hinten sich immer entleert, um nach vorn weiterzuwachsen, wodurch die langen, dünnen Promyzelien entstehen. Bei dem Strecken der Promyzelzellen werden die Kerne aus ihrer natürlichen Lage an der Spitze herausgerissen und werden im ganzen Promyzel zerstreut. Läßt man hingegen die Keimung an der Luft sich vollziehen, so bleiben die Promyzelien kurz und die Kerne gedrängt an der Spitze des Promyzels.

Bei der Kopulation der Konidien wurde von Rawitscher beobachtet, daß dabei ein Kernübertritt stattfinde. Er beobachtete auch das Auswachsen zu zweikernigen Myzelfäden, verfolgte aber nicht die Bildung der Sichelkonidien.

Entyloma Calendulae (Oudemans) De Bary.

Tafel VI.

Die Sporenlager bilden kreisrunde, etwa einen halben Zentimeter im Durchmesser betragende Flecken auf den Blättern und Cotyledonen (Fig. 15) von *Calendula officinalis* L. Anfänglich sind sie dunkelgrün, werden gelblich bis weißlich, zuletzt dunkelbraun und bilden dann Verdickungen im Blatt. Gegen das Licht gehalten, erscheinen die Sporenlager als dunkle kreisrunde Flecken. Die Sporen sind einzellig, hellbraun, glatt und bleiben im Blattgewebe eingeschlossen. Sie sind sofort nach ihrer Reife keimfähig, und zwar keimen sie im Blattgewebe. Dies bedingte große Schwierigkeit der Kultur dieses Pilzes. Sie gelang uns erst, als wir die Blattflecken mit der Blattunterseite nach oben, auf feuchtgehaltene, geschlemmte Erde legten. Dabei verfaulte das Blattgewebe und die keimenden Sporen wurden frei.

Bei der Keimung tritt durch einen Keimporus aus der Spore ein aus ein bis höchstens drei Gliedern bestehendes Promyzel (Fig. 1). An der Spitze der Endzelle teilt sich der Kern erst in zwei, dann in vier Kerne. Dann wandern die vier entstandenen Kerne sowie die Protoplasmamasse in die vier entstehenden Endkonidien (Fig. 2 u. 3). Dieser Vorgang entspricht einer zweifach dichotomen Verzweigung. Die Endkonidien haben nicht die lange spindelförmige, schwach gebogene Gestalt der Endkonidien von *Tilletia Tritici*, sondern sind kürzer und breiter. Sie fallen leicht ab

und kopulieren zusammen, indem durch einen Verbindungskanal Kern und Protoplasma aus einer Konidie in die andere wandert (Fig. 5). Die entleerte Membran degeneriert (Fig. 6).

In Nährlösungen entsteht nicht ein kurzes, höchstens dreigliedriges Promyzel, sondern, da bei *E. Calendulae* wie bei *Tilletia Tritici* die Endkonidien sich nur an der Luft bilden, ein langer Myzelfaden. In demselben sammelt sich das Protoplasma an der Spitze an. Stößt der Myzelfaden an die Flüssigkeitsoberfläche, so verbreitet sie sich und nimmt eine breite unbestimmte Form an (Fig. 8, 9). Trifft diese Spitze mit einer ebensolchen zusammen, so kopulieren sie (Fig. 10). Doch kommt es auch vor, daß sich die Spitze abschnürt und abfällt, und kann so entweder mit einer Konidie oder aber mit einer andern einkernigen Myzelspitze kopulieren (Fig. 11). In einigen Fällen ließ sich beobachten, daß der auswachsende Myzelfaden aus einer großen Anzahl, je einkernigen Gliedern zusammengesetzt ist, ohne daß es zur Bildung der Endkonidien, noch zur Ansammlung von Kern und Protoplasma an der Spitze gekommen wäre (Fig. 7). In solchen Fällen traten häufig zwei benachbarte Zellen zusammen in Kopulation, wodurch in solchen Myzelien Zellen entstehen, die zweikernig sind (Fig. 7).

Diese zwei Formen: Ansammeln des Kernes und des Protoplasmas an der Spitze sowie die vielzelligen Myzelien sind als Involutionsformen aufzufassen, d. h. sie sind unter abnormen äußeren Bedingungen, in diesem Falle zu großer Feuchtigkeit, entstanden. Als normale Keim- und Kopulationserscheinungen sind diejenigen mit einem ein- bis dreigliedrigen Promyzel und mit vier Endkonidien, die aus einer zweifach dichotomischen Teilung entstanden sind, zu betrachten.

Soweit sich dies verfolgen ließ, ist dies auch die Form der Keimung in der Natur, d. h. wenn die Sporen noch im frischen Blatt keimen und der Keimschlauch aus den Spaltöffnungen heraustritt. Die Unterseiten der Blätter erscheinen an den Pilzflecken mit einem feinen, weißen bis weißgrauen Schimmel überzogen, hervorgerufen durch die Promyzelien und ihren Endkonidien.

Zogen wir aus Samen von *Calendula* verschiedenster Herkunft junge Pflanzen, umgeben von kranken Stöcken, so erwiesen sich die jungen Cotyledonen und Blätter als krank. Dadurch war uns ein Fingerzeig für den Infektionsweg gegeben. Wir brachten am 25. September 1915 die Unterseite eines Blattfleckes auf die Unterseite eines gesunden Blattes und hielten das ganze durch nasse Watte feucht. Anfangs Oktober waren die neuentstandenen Blattflecken wohl ausgebildet. Am 20. Oktober begannen die Blätter abzudorren. Der hierbei stattgefundene Vorgang ist folgender: Im erkrankten Blattstück keimten die Sporen und trieben durch die Spaltöffnungen ihre Keimschläuche an die Oberfläche, an deren Enden die Primärkonidien gebildet wurden, diese kopulierten miteinander, die dadurch entstandenen zweikernigen Konidien wuchsen nun zu Myzel-

fäden aus, die durch die Spaltöffnungen der gesunden Blätter eindrangen und dort im Schwammparenchym die neuen Sporen bildeten. Auf der Oberseite der Blätter hatte die Infektion keinen Erfolg. Daraus ist zu schließen, daß die Eingangspforten die Spaltöffnungen sind.

Wir verfertigten durch die jungen Blattflecken Schnitte von 5 μ Dicke. In den jungen Sporen sind deutlich beide Kerne zu sehen, die getrennt nebeneinander liegen (Fig. 12 u. 13). Bei der Sporenreifung legen sie sich aneinander und verschmelzen schließlich (Fig. 14).

Die Keimung von *E. Calendulae* wurde zuerst von De Bary beschrieben. Er beobachtete das Austreten des kurzen Promyzels durch einen Keimporus. Endständig schnürt dieses eine Anzahl, meist vier, Endkonidien ab, die unter sich paarweise kopulieren, und zwar stets durch eine Brücke, welche meist die Basalenden zweier Konidien verbindet. Am häufigsten tritt die Kopulation auf, bevor die Konidien abfallen. Einen Kernübertritt konnte De Bary mit den damaligen mikrochemischen Mitteln nicht konstatieren. Er konnte auch die Keimung der Sporen auf den Blättern der Wirtpflanze beobachten und das Eindringen der Promyzelien in die Spaltöffnungen gesunder Blätter feststellen. Die Entstehung der jungen Sporen wurde von ihm ebenfalls genau untersucht. Unter Bildung von Zwischengliedern erweitern sich die Myzelpartien perlschnurartig und schwellen zu Sporen an, nach Art der Chlamydosporen. Sie umgeben sich mit einer Membran und lösen sich von den Hyphen los.

Meine Befunde bestätigen die Resultate von De Bary. Die Bilder von der Keimung stimmen mit den meinen überein. Nur konnte ich häufig beobachten, daß die Konidien zuerst abfallen, bevor sie kopulieren. Dabei wurde stets ein Kernübertritt konstatiert. Bei der Sporenbildung wurde die Verschmelzung der beiden Kerne beobachtet. Neu wurde von uns das direkte Auswachsen des Promyzels zu Myzelien beobachtet. Diese Formen sind jedoch als Involutionsformen aufzufassen.

Urocystis Anemones (Persoon) Winter.

Tafel VI.

Auf *Anemone nemorosa* L. ist der Pilz eine häufige Erscheinung im Frühjahr. Die Sporenmasse ist schwarz und verstäubt leicht. Die Sporen sind unregelmäßig geformt, oft kantig und haben einen Durchmesser von etwa 15 μ. Ihre Membran ist fein punktiert. Meist kommen diese Hauptsporen einzeln vor, seltener zu zwei oder drei und werden von nur wenigen, drei bis fünf Nebensporen umgeben. In vereinzelten Fällen können diese fehlen. Sie bestehen aus leeren Membranen, d. h. sie enthalten weder Kern noch Protoplasma, sondern nur Luft und dienen zur Verbreitung der Sporen durch den Wind.

Die Keimung erfolgt nicht sofort, sondern wie Brefeld konstatiert hat, erst nachdem das Sporenmaterial im Freien überwintert worden ist. Dabei reißt die Sporenmembran auf und es bildet sich ein kurzes, dickes

Promyzel, das an der Spitze keine Konidien, sondern lange Myzelfäden abschnürt, die aus nur wenigen Gliedern bestehen (Fig. 16). Sie enthalten je nur einen Kern. Sie fallen leicht ab und wachsen in die Länge (Fig. 17). Die Kopulation war nur schwer zu beobachten. Sie findet in der Weise statt, daß zwischen zwei benachbarten Zellen die Zwischenwand teilweise verschwindet (Fig. 18) und nun der Kern samt Protoplasmamasse aus einer Zelle in die andere wandert. Die von uns gemessenen zweikernigen Glieder (Fig. 19) besitzen im Mittel eine Größe von 13,6—4,8 μ. Sie strecken sich und wachsen zu langen Myzelfäden mit zweikernigen Gliedern aus (Fig. 20). Wahrscheinlich sind auch noch andere Formen der Kopulation vorhanden, die sich aber bei dem nur schwer zu kultivierenden Pilz bisher noch der Beobachtung entzogen haben.

In den jungen Infektionsstellen findet man das zweikernige Myzel in den Interzellularen. Zur Sporenbildung dringen Myzelfäden in das Innere der Zellen und verknäueln sich dort. Die einzelnen Glieder gruppieren sich um eine zentral gelegene Zelle, der späteren Hauptspore. In allen Zellen sind je zwei Kerne deutlich sichtbar. In der Hauptspore nähern sie sich bis zur Berührung, um dann schließlich zu verschmelzen (Fig. 21—23). Zugleich bildet sich die Membran aus. In den Nebenzellen bleiben die beiden Kerne getrennt. Während sich auch bei ihnen die Membran ausbildet, beginnen aber die beiden Kerne und später das Protoplasma zu degenerieren und zu verschwinden. Schließlich bleiben nur die luftgefüllten Membranen übrig, welche die Hauptspore umgehen (Fig. 22).

Brefeld beobachtete zuerst, daß die Sporen von *U. Anemones* erst nach einer Ruheperiode keimten. Nach ihm ist das Promyzel kurz und besteht nur aus einer Zelle, die am Ende drei bis vier Zellen abschnürt, die sofort zu Myzelien auswachsen. Fusionen konnte er nie beobachten. Im Gegensatz dazu fanden wir in älteren Kulturen stets zweikernige Konidien, die nur durch Kopulation entstanden sein können. Der Vorgang selbst konnte von uns auch tatsächlich beobachtet werden.

Die Sporenbildung wurde zuerst von Lutman in gleicher Weise wie von uns beschrieben.

Urocystis Violae (Sowerby) Fischer v. Waldheim.

Tafel VI.

Das Sporenbild ist von denjenigen von *U. Anemones* insofern verschieden, als es aus einigen Hauptsporen besteht, die von einer größeren Anzahl Nebensporen umgeben sind. Die einzelnen Hauptsporen enthalten stets nur einen Kern, die Nebensporen sind kern- und plasmafrei. Der Durchmesser der Sporenhallen kann bis 50 μ, derjenige der einzelnen Sporen im Mittel 15 μ betragen. Ihre Membran ist glatt.

Die Keimung der Sporen erfolgt stets sofort nach der Reife, also ohne ein Ruhestadium. Das Promyzel tritt aus der Spore durch einen

Riß. Es ist kurz und besteht aus höchstens ein bis zwei Zellen. An der Spitze teilt sich der Kern zwei- bis dreimal, so daß vier bis acht Kerne entstehen. Zugleich bilden sich endständig eine entsprechende Zahl kurzer dicker Auswüchse, in die je ein Kern wandert (Fig. 24). Wir betrachten diese Organe als Sterigmen, analog denjenigen von *Tilletia Tritici* und nicht als Primärkonidien. Aus ihnen sprossen dünne, kurze Myzelfäden, die endständig je eine spindelförmige Konidie abschnüren (Fig. 24). Die in den Sterigmen sich befindlichen Kerne wandern mit dem Protoplasma durch die Myzelfäden in die Konidien, worauf diese leicht abfallen (Fig. 25). Dann treten sie paarweise in Kopulation. Durch einen längeren oder kürzeren Verbindungsschlauch, der je ein Ende der Konidien verbindet, wandert der eine Kern aus einer Konidie in die andere (Fig. 26). Der in der Konidie verbleibende Kern nähert sich nur der Öffnung des Verbindungskanals. Seltener ist der Verbindungskanal nicht an den Enden, sondern in der Mitte der Konidien inseriert. Ist der Übertritt vollzogen, so legen sich beide Kerne in der Mitte der Konidien nebeneinander (Fig. 27).

Die Keimung von *U. Violae* wurde zuerst von Brefeld beschrieben. Nach ihm erzeugen die Sporen in Nährlösung ein Promyzel, das bis zur Oberfläche der Flüssigkeit reicht. Dann entstehen am Ende Sterigmen, die an dünnen Myzelfäden Konidien abschnüren, die nicht abfallen, sondern auskeimen und neue sekundäre, tertiäre usw. Konidien bilden. Dabei entleeren sich die Konidien immer in die neugebildeten.

Später hat Schellenberg die Keimung von *U. Violae* von neuem studiert und kam zu einem andern Resultat. Er legte die Kulturen nicht in Nährlösungen an, sondern auf feuchter Erde. Die Konidien wurden ebenfalls an Sterigmen gebildet, die leicht abfielen und zu dünnen Myzelfäden auswuchsen. Unsere Befunde stimmen mit denjenigen von Schellenberg überein, indem wir stets beobachten konnten, daß die Konidien durch einen Myzelfaden verbunden waren. Da jeder dieser beiden Konidien einen Kern enthielt und wir auch die zweikernigen Konidien beobachten konnten, sind wir der Ansicht, daß wir es mit einer Kopulation zu tun haben und nicht mit einem Auswachsen der Konidien zu einem Myzelfaden und Bildung einer neuen Konidie.

Diskussion der Ergebnisse.

Die Sporen der Ustilagineen besitzen, wie schon lange bekannt war, stets nur einen Kern. Bei der Keimung teilt sich derselbe in zwei Tochterkerne, wovon der eine in das Promyzel wandert, der andere in der Spore zurückbleibt. Dadurch erklärt es sich, daß aus einer Spore mehrere Promyzelien austreten können. Wie sich dabei die Chromosomen verhalten, konnte nicht ermittelt werden. Schuld daran ist in erster Linie die Kleinheit der Objekte, die an die Auflösungsfähigkeit der modernen Mikroskope grenzt. Der Austritt des Promyzels aus der Spore erfolgt in

den meisten Fällen durch einen Riß. Bisher konnte innerhalb der Gattung *Ustilago* nur für *U. Scorzonerae* ein Keimporus nachgewiesen werden. Lang (Nr. 22) spricht allerdings die bei *U. nuda* vorhandenen Wärzchen der Sporen als Anlagen von Keimsporen an. Wir konstatierten hingegen, daß *U. nuda*, *U. Tritici* und *U. perennans*, welche eine gekörnte Membran besitzen, stets mit einem Riß in der Sporenmembran keimten. Häufig treten, wie schon erwähnt, aus der Spore nicht nur ein Promyzel, sondern mehrere aus, dies ist besonders der Fall bei den Arten der Gruppe des *U. Carbo* und bei *U. Vaillantii*.

Das Promyzel besteht meist aus drei bis fünf Gliedern, die je einen Kern enthalten. Seitlich und endständig schnürt es zahlreiche Konidien ab, die alle stets einkernig sind. Durch die mehrfache Abschnürung der Konidien werden in vielen Fällen die Glieder des Promyzels aus ihrer normalen, geraden Lage herausgedrängt, so daß in älteren Kulturen die Promyzelien verkrümmt erscheinen. Die abgeschnürten Konidien fallen nun leicht ab und beginnen sich zu teilen, so daß größere oder kleinere Sproßverbände entstehen, je nach der Art und der Nährlösung, in welcher die Keimung erfolgt. In einigen Fällen *U. Tritici*, *U. nuda* usw., wachsen die Glieder des Promyzels sowie die seitlich abgeschnürten Zellen sofort zu Myzelien aus. Herzberg (Nr. 18) vereinigte diese Arten zu der Gattung *Ustilagidium*. Dieser Ansicht hat Schellenberg entgegengehalten, daß das sofortige Auswachsen der Glieder zu Myzelien als eine biologische Anpassung aufzufassen ist. Vielleicht steht sie im Dienste der Infektion. Auch bei diesen Formen kommen gelegentlich Konidien vor, doch ist dies stets eine Ausnahme. In diesem Falle sind die Konidien nicht gleichartig geformt, sondern sind unter sich mehr oder weniger verschieden, in Form und Größe.

Von diesem allgemeinen Typus weichen zwei Arten ab. Es sind dies *U. longissima* und *U. Vaillantii*. In beiden Fällen ist das Promyzel ein einzelliges kurzes Stielchen, das endständig eine Konidie abschnürt. Dieses teilt sich entweder noch am Stielchen sitzend oder sofort nach dem Abfallen. Bei *U. longissima* entsteht durch fortgesetzte Teilung ein vielzelliger Konidienträger, um die Terminologie von Brefeld zu gebrauchen, von unbestimmter Form, der seitlich und endständig zahlreiche Konidien abschnürt. Diese fallen ab und wachsen wiederum zu Konidienträgern aus. Bei *U. Vaillantii* hingegen teilt sich die abgefallene Konidie in einen dreigliedrigen Konidienträger, der die Konidien abschnürt, welche nach ihrem Abfallen wiederum zu dreigliedrigen Konidienträgern werden. Auf Grund dieses abweichenden Verhaltens hatte Brefeld die Ustilagineen in die drei schon erwähnten Untergattungen *Pro-*, *Hemi-* und *Eustilago* eingeteilt. Sicher ist diese Einteilung keine natürliche. Das Verhalten dieser Arten ist als biologische Anpassung zu betrachten. Insbesondere steht die bei *U. longissima* durch diese vielfache Weitersprossung entstandene Kahmhaut im Dienste der Infektion.

Die Glieder der Promyzelien und die Konidien sind in allen Fällen stets einkernig. Nach kürzerer oder längerer Zeit treten sowohl die Konidien als auch die Promyzelzellen paarweise in Kopulation. Brefeld betonte, daß dieser Vorgang stets nur bei Verarmung der Nährlösung eintritt. Daher wurde von ihm sowie auch von Dangeard und Lutman die Kopulation so aufgefaßt, daß sie keinen Geschlechtsakt darstellt, sondern als eine infolge schlechter Ernährungsbedingungen ausgelöste Plasmavereinigung, insbesondere da er dabei den Kernübertritt nicht nachweisen konnte. Brefeld bezeichnete darum diesen Vorgang als Fusion, um ihn im Gegensatz zur sexuellen Vereinigung der Kopulation zu stellen. Darauf muß erwidert werden, daß die Begriffe „günstige" und „ungünstige" Kulturbedingungen relative sind und daß konzentrierte Nährlösungen oft gar nicht den natürlichen Verhältnissen entsprechen. Ob den Sporen, wenn sie in der Natur zur Keimung gelangen, Nährstoffe im Übermaß zur Verfügung stehen, darf für viele Fälle verneint werden. Das Charakteristikum der Sexualität ist jedenfalls nicht das Auftreten in günstigen Nährlösungen, sondern die Vereinigung zweier Zellkerne.

Von uns konnte stets bei der Kopulation zweier Konidien ein Kernübertritt nachgewiesen werden. Dieser vollzieht sich entweder mit Hilfe eines beide Konidien verbindenden Myzelfadens oder aber mit einer seitlichen Schnalle. Ist die Verbindung gebildet, so nähern sich ihm beide Kerne, worauf der eine durch dieselbe aus einer Konidie in die andere wandert. Ist der Kernübertritt vollzogen, so wandert ihm auch das Protoplasma nach. Ganz gleich verhalten sich die Myzelien derjenigen Arten, die nur selten oder gar nie Konidien bilden, *U. Tritici*, *U. nuda* und *U. dura*. Werden bei diesen Arten Myzelien und Konidien gebildet, so kopulieren auch diese unter sich.

Die große Bedeutung der Kopulation geht ferner auch daraus hervor, daß sich die Zellen des Promyzels gleich verhalten, und zwar können diese sowohl mit Konidien als auch unter sich kopulieren. Im letzteren Falle treten also Geschwisterkerne zu einem Kernpaar zusammen.

Das Resultat der Kopulation ist stets ein Zweikernstadium. In älteren Kulturen fanden wir bei den meisten Arten fast ausschließlich solche Formen. Die entleerten Konidien sterben ab. Schon Federley hatte den Kernübertritt bei der Kopulation von *U. Tragopogonis pratensis* beobachtet. Seiner Auffassung nach aber verschmelzen beide Kerne sofort nach dem Übertritt. Dies widerspricht den Resultaten unserer Untersuchungen. Seine ungenügende Art des Fixierens erschwerte ein genaues mikroskopisches Studium.

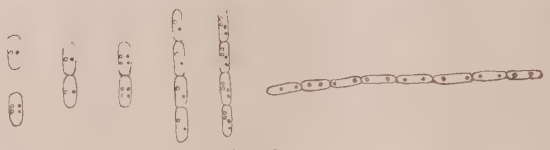
In den zweikernigen Konidien legen sich nun beide Kerne anfänglich äquatorial einander gegenüber. Bei einigen Arten erscheinen die Konidien an dieser Stelle etwas eingeschnürt. Bald nach der Kopulation beginnen sich die Konidien zu teilen und zu Myzelfäden anzuwachsen. Dabei können sich die Kerne entweder so teilen, daß in den neuentstandenen

Zellen Tochterkerne enthalten sind, die von beiden Elternkernen herstammen oder aber so, daß die Tochterkerne von nur einem der beiden Elternkernen herstammen. Wie schon auf Seite 63 auseinander gesetzt wurde, bezeichnen wir den ersteren Fall als eine konjugierte Kernteilung. Dadurch, daß beide Kerne äquatorial einander gegenüberliegen, ist es nun möglich, daß sie sich konjugiert teilen. Das Auswachsen zu Myzelfäden ist aber auch mit einer Streckung der Konidien verbunden, wobei aber nach und nach die beiden Kerne an die beiden Enden der Konidien wandern. Dadurch geht die Möglichkeit der konjugierten Teilung verloren (Textfig. 2). Bei verschiedenen Arten dauert dieses Verhalten verschieden lang an. Wir konnten bei *U. longissima* stets die längsten Myzelfäden beobachten, die aus lauter Gliedern mit äquatorial gelagerten Kernen bestanden. Bei einigen Arten, z. B. *U. Tritici*, können die Kerne zweier Promyzelzellen oder aber die Kerne zweier Promyzelien, die aus der gleichen Spore sprossen, sich vereinigen. In diesem Falle treten zwei Geschwisterkerne zu einem Kernpaar zusammen. Sie legen sich aber nicht äquatorial einander gegenüber und können sich infolgedessen nicht konjugiert teilen. Sie sind von Anfang an an beiden Enden der Myzelien gelagert. Wir betrachten es als ein Zeichen wenig hoch entwickelter Sexualität, wenn die Kerne sich verhältnismäßig nur kurze Zeit konjugiert teilen können. Bei den höheren Pilzen, welche bei der Bildung der Fortpflanzungsorgane in ihren Myzelien ebenfalls Kernpaare enthalten, findet stets nur eine konjugierte Kernteilung statt; es sind also in den neugebildeten Zellen stets Tochterkerne enthalten, die von beiden Elterkernen herstammen. Als Mittel, diese Art der Kernteilung durchführen zu können, sind die Schnallenbildungen der Hymenomyzeten, welche von Kniep, und die Hackenbildungen der Askomyzeten, die von Claussen untersucht worden sind, aufzufassen.

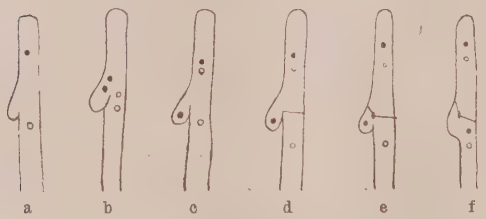
Der Vorgang, der in den Schnallen stattfindet, ist folgender: Wenn die Endzelle eines Myzelfadens zur Schnallenbildung schreitet, entsteht zwischen beiden Kernen eine seitliche Ausstülpung der Membran (Textfig. 3 a), die sogenannte Schnalle. Der gegen die Spitze gelagerte Kern wandert nun an den Eingang dieser Ausstülpung; dann teilen sich beide Kerne gleichzeitig. Dadurch entstehen zwei Kernpaare (Textfig. 3 b). Von jedem dieser beiden wandert ein Kern in das Spitzenende. Ein Kern wandert in die seitliche Schnalle, der vierte verbleibt im basalen Teil der Myzelzelle (Textfig. 3 c). Nun trennen sich die Schnalle und der Basalteil durch je eine Membran von dem Spitzenende, während die Membran zwischen Schnalle und Basalteil gelöst wird, worauf der Kern der Schnalle in den Basalteil wanderte (Textfig. 3 d, e, f). Dadurch sind nun aus einer Hyphenzelle zwei entstanden, die beide zwei Kerne enthalten. Diese zwei Kerne entstammen von beiden Elterkernen, sind also nach unserer Auffassung durch konjugierte Teilung entstanden.

Die Hackenbildung vollzieht sich folgendermaßen: Irgendeine Zelle eines Myzelfadens (Textfig. 4 a) treibt einen mehr oder minder langen seitlichen

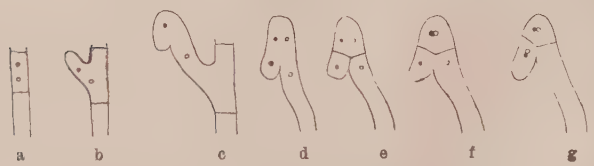
Fortsatz (Textfig. 4 b). Nach hackenförmiger Einkrümmung des Fortsatzes teilen (Textfig. 4 c) sich die beiden Kerne in vier (Textfig. 4 d), von denen zwei in den Hackenbogen, einer in den Hackenstiel und einer in die Hackenspitze wandern, und zwar so, daß die beiden Kerne im Bogen von beiden Elterkernen herstammen, sind also nach unserer Auffassung durch konjugierte Teilung entstanden. Nun trennt sich der Hackenbogen durch zwei Membranen von dem Stiel und der Spitze (Textfig. 4 e). Die beiden im Bogen liegenden Kerne können sich verschmelzen, oder aber können, wenn nochmals eine Hackenbildung stattfindet, getrennt bleiben. Die beiden in der Hackenspitze und im Hackenstiel befindlichen Kerne, die also auch von beiden Elterkernen herstammen, treten ebenfalls durch eine Öffnung in



Textfig. 2.



Textfig. 3.



Textfig. 4.

der trennenden Membran, zu einem Kernpaar zusammen (Textfig. 4 f), und zwar wandert meist der Stielkern in die Hackenspitze (Textfig. 4 g).

Bei der Schnallen- und Hackenbildung treten also stets zwei Tochterkerne, die von beiden Elterkernen herstammen, zusammen, d. h. die Tochterkernpaare enthalten die Erbfaktoren beider Elterkerne. Wir nennen diese Form der Kernteilung konjugierte Kernteilung.

Schon Kniep (Nr. 20) vertrat die Ansicht, daß die Schnallen der Basidiomyzeten den Hackenbildungen der Askomyzeten analoge Gebilde seien, wenn auch letztere nur bei der Entwicklung der Aszi auftreten, die Schnallen hingegen allgemein verbreitet sind. Ich stelle das Verhalten der Kernpaare für die Ustilagineen, Basidiomyzeten und Askomyzeten in den schematischen Zeichnungen Textfig. 2, 3 u. 4 dar, um den

Unterschied bei den verschiedenen Pilzgruppen zu zeigen. Die Kernpaare der Ustilagineen teilen sich nur anfänglich, d. h. beim Auswachsen der Myzelfäden, bei den Askomyzeten nur bei der Bildung der Aszi, während bei den Basidiomyzeten während des ganzen Entwicklungszyklus. Doch lassen sich daraus keine verwandtschaftlichen Beziehungen zwischen diesen Pilzgruppen ableiten.

Untersucht man junge, mit kopulierten Brandkonidien infizierte Wirtpflanzen, so findet man, daß die Myzelien stets zwei Kerne enthalten. Die jungen Sporen entstehen aus zweikernigen Myzelstücken. Oft finden vor der Sporenbildung konjugierte Kernteilungen statt, so daß die Zellen dann mehrere Kernpaare enthalten. Um jedes dieser Paare sammelt sich das Protoplasma an, rundet sich ab und umgibt sich mit einer Membran. Finden in den Myzelien keine Kernteilungen statt, so rundet sich die ganze Myzelzelle ab, nimmt die Sporenform an und bildet die Membran aus. Stets ist dabei zu beobachten, daß beide Kerne des Kernpaares sich einander nähern, dann sich aneinanderlegen und schließlich miteinander verschmelzen.

Diese Kernverschmelzung wurde schon von Dangeard und Lutman beobachtet, ohne aber die Herkunft beider Kerne zu erkennen. Erst die Untersuchungen von Rawitscher haben erstmals die Bildung der Kernpaare nachgewiesen. Wenn auch die ganze Entwicklung der zweikernigen Konidien bis zur reifen Spore noch nicht einwandfrei verfolgt werden konnte, so ist doch mit Sicherheit anzunehmen, daß das bei der Sporenbildung verschmelzende Kernpaar identisch ist mit demjenigen, das durch den, bei der Kopulation stattfindenden Kernübertritt, entstanden ist. Der Sexualakt der Ustilagineen setzt sich also zusammen aus zwei zeitlich getrennten Vorgängen, dem Kernübertritt bei der Kopulation einerseits, der Kernverschmelzung bei der Sporenbildung anderseits. Diese Auffassung wurde erstmals von Rawitscher vertreten.

Ähnlich wie die Ustilagineen verhalten sich die Tilletieen. Auch bei ihnen findet oft das Austreten des Promyzels durch einen Riß in der Membran statt, bei einigen Arten hingegen durch einen Keimporus. Woronin (Nr. 40) hat diese Erscheinung von einer Anzahl Tilletieen beschrieben und abgebildet, ebenso De Bary (Nr. 5) für die Gattung *Entyloma*. Unsere Untersuchungen bestätigen die Resultate von De Bary. Bei *Tilletia Tritici* und den beiden von uns untersuchten Urocystisarten *U. Anemones* und *U. Violae* reißt hingegen die Sporenmembran auf. Vor dem Austreten des Promyzels findet im Inneren der Sporen eine Kernteilung statt. Der eine Tochterkern wandert in das Promyzel, der andere verbleibt in der Spore. Bleichten wir die Membran, so konnte der zurückgebliebene Kern stets nachgewiesen werden.

Das Promyzel besteht meist nur aus wenig Gliedern und ist deshalb kurz. Die Konidien werden stets nur entständig gebildet. Der Kern befindet sich an der Spitze des Promyzels, und dieses teilt sich dichotom.

Dadurch resultieren die Zahlen der Endkonidien, die bei den Tilletieen beobachtet werden: 4, 6, 8 oder mehr. Ebenso scheint es, daß nicht alle Kernteilungen gleich rasch erfolgen, sondern einzelne zurückbleiben oder unterbleiben und in diesem Falle kann die Zahl der Endkonidien eine unregelmäßige werden. Das ändert an der Auffassung der dichotomen Verzweigung nichts, die als vollkommenster Fall der Kern- und Zellteilung aufgefaßt werden muß. In diesem Punkt hat Schellenberg, der zum erstenmal auf diesen bedeutenden Unterschied zwischen den beiden Hauptgruppen den Ustilagineen und Tilletieen hingewiesen hat, entschieden recht. Brefeld hatte bei *Tilletia Tritici* gefunden, daß die Promyzelien zu langen Myzelfäden auswachsen und daß dabei das Protoplasma stets aus den hinteren Gliedern, in jene der Spitze wandert. Ein ähnliches Verhalten beschreibt Rawitscher. Seine Figuren zeigen die Kerne unregelmäßig, in der ganzen Endzelle des Promyzels zerstreut. Diese Resultate betrachten wir als die Keimungsformen unter abnormen Verhältnissen, nämlich in Wasser oder Nährlösungen untergetaucht. Da die Endkonidien sich stets nur an der Luft bilden, so strecken sich in Wasser die Promyzelien abnorm lang und dabei werden die Kerne aus

Textfig. 5.

ihrer natürlichen Lage gerissen. Auf Anraten meines Lehrers Professor Dr. H. C. Schellenberg ließen wir alle Tilletieen auf Erde keimen und erhielten dabei stets die kürzesten Promyzelien mit an der Spitze gelagerten Kernen. In Wasserkulturen erhielten wir die gleichen Bilder wie Rawitscher.

Endständig werden nun einkernige Konidien gebildet, welche paarweise kopulieren, dabei findet stets ein Kernübertritt statt. Der Vorgang ist also ebenfalls ein sexueller. Bei *Urocystis Anemones* werden keine Konidien gebildet, sondern es wachsen an der Spitze des Promyzels lange Myzelien aus. Auch diese Myzelbildungen entsprechen dichotomen Verzweigungen des Promyzels, indem diese, kopfartig gehäuft, zwei- bis dreimal sich teilen. In dieser Beziehung gleicht *U. Anemones* der Gruppe *U. Tritici*, *U. nuda* usw. Auch seine Membran ist gekörnt. Selbstverständlich darf daraus aber nicht auf phylogenetisch begründete Verwandtschaft geschlossen werden. In beiden Fällen handelt es sich um eine biologische Anpassung.

Die zwei Kerne enthaltenden Glieder wachsen nun zu langen zweikernigen Myzelfäden aus. Die dabei von *Tilletia Tritici* seitlich abgeschnürten Sichelkonidien enthalten stets ein Kernpaar, das durch konjugierte Teilung hervorgegangen ist. Die Sichelkonidien sind also

ebenfalls als ein Gebilde aufzufassen, welches diese Art der Kernteilung ermöglicht. Dies geht deutlich aus der Textfigur 5 und den Figuren 8—10 auf Tafel V hervor.

Bei der Sporenbildung schnürt sich das Protoplasma perlschnurartig um je ein Kernpaar ein. Um jeden Plasmateil bildet sich eine Membran aus, während sich die beiden Kerne aneinander legen und verschmelzen. Bei den Arten der Gattung *Urocystis*, deren Sporen mit Nebenzellen umgeben sind, findet die Sporenbildung folgendermaßen statt. Zweikernige Myzelstücke verknäueln sich, das ganze rundet sich ab, während die einzelnen Zellen die Membran ausbilden. In der Hauptspore verschmelzen die beiden Kerne, in den Nebensporen degenerieren die Kerne und das Plasma.

Das Verhalten der Kerne bei der Kopulation und bei der Sporenbildung widerlegt die Ansicht, welche Brefeld in Nr. 6 Heft V p. 165 folgendermaßen ausdrückt:

„Von der auf dem Objektträger gezogenen *Tilletia Caries* läßt sich mit aller Sicherheit sagen, daß ihre Sporen ungeschlechtlich entstehen."

Seitdem ist aber der Sexualakt als eine Vereinigung zweier Kerne definiert worden. Für die Ustilagineen sowohl, als auch für die Tilletieen ist bei der Kopulation stets ein Kernübertritt zu beobachten. Dadurch entstehen zweikernige Konidien, aus welchen später die Sporen entstehen, wobei die beiden Kerne verschmelzen. Dadurch ist nachgewiesen, daß die Fortpflanzung der Brandpilze sexueller Natur ist.

Literatur.

1. Appel und Riehm. Die Bekämpfung des Flugbrandes von Weizen und Gerste. Arbeiten aus d. Kaiserlichen biol. Anstalt für Land- und Forstwirtschaft.
2. Appel, O. Theorie und Praxis der Bekämpfung von *Ustilago Tritici* und *Ustilago nuda*. Ber. d. deutschen bot. Ges. Jahrgang 27, p. 606—610, 1910.
3. De Bary, A. Untersuchungen über Brandpilze. 1853.
4. De Bary, A. Vergleichende Morphologie und Biologie der Pilze. 1884.
5. De Bary, A. Protomyces microsporus und seine Verwandten. Botanische Zeitung 1874, p. 81—94, 97—108.
6. Brefeld, O. Botanische Untersuchungen über Hefepilze. Untersuchungen aus dem Gesamtgebiete der Mykologie. Heft V. Leipzig 1883. Heft XI und XII. Münster 1895.
7. Christman, A. H. Sexual reproduktion in the rusts. Bot. Gazette 40. 1905, p. 267—274.
8. Claussen, P. Zur Entwicklungsgeschichte der Askomyzeten. *Ascus confluens*. Zeitschr. f. Bot. 1912, p. 1—64.

9. Claussen, P. Über neuere Arbeiten zur Entwicklungsgeschichte der Askomyceten. Ber. d. deutschen bot. Ges. 1906, p. 11.

10. Cornu. Sur quelques Ustil. nouv. ou peu connues. Ann. sc. nat. Bot. 1883, 6. sér., p. 269—296.

11. Dangeard, P. A. Recherches sur la reprod. sex. des champignons. Le Botaniste 1893, p. 240—281.

12. Dangeard, P. A. La reprod. sex. des champignons. Etudes critique. Le Botaniste 1900, p. 89—130.

13. Federley, H. Die Kopulation der Konidien bei Ustilago Tragopogonis pratensis. Finska vetensk. soc. Vörhandl. 1903—04, Heft 2, p. 1—23.

14. Fischer v. Waldheim. Beiträge zur Biologie und Entwicklungsgeschichte der Ustilagineen. Jahrb. für wiss. Bot. 1869, p. 61—145.

15. Guilliermond, A. Les Progrès de la cytologie des Champignons. Progr. Rei Botanicae. 1913, Band 4, Heft 2 u. 3, p. 389—540.

16. Harper, R. A. Nuclear phenomena in certain stages in the development of the smuts. Trans. of the Wisconsin Acad. 1899, part II, p. 475—498.

17. Hecke, L. Die Triebinfektion bei Brandpilzen. Zeitschrift f. d. landwirtschaftl. Versuchwesen in Österreich 1907.

18. Herzberg, P. Vergleichende Untersuchungen über landwirtsch. wichtige Flugbrandarten. Zopf, Beiträge z. Phys. und Morph. der Organismen. 1895, p. 1—36.

19. Kniep, H. Beiträge zur Kenntnis der Hymenomyceten I u. II. Zeitschrift für Bot. 1913, p. 593—637.

20. Kniep, H. Beiträge zur Kenntnis der Hymenomyceten III. Zeitschrift für Botanik. 1915, p. 369—416.

21. Küster, E. Anleitung zur Kultur der Mikroorganismen. 1913.

22. Lang, W. Die Blüteninfektion beim Weizenflugbrand. Zentralblatt für Bakter. Abt. II, Bd. XXV, p. 86—101, 1910.

23. Lutman, B. F. Some contributions to the life history and cytologie of the smuts. Trans. of the Wisconsin Acad. 1910, part II, p. 1191—1244.

24. Nienburg, W, Zur Entwicklungsgeschichte von Polystigma rubrum. Zeitschrift für Botanik. 1914, p. 369—400.

25. Prévost, B. Mémoire sur la cause immédiate de la carie ou charbon des blés. Montauban 1807.

26. Rawitscher, F. Beiträge zur Kenntnis der Ustilagineen. Zeitschrift für Botanik. 1912, p. 673—706.

27. Rawitscher, F. Zur Sexualität der Brandpilze: Tilletia Tritici. Ber. d. deutsch. Bot. Gesellschaft. 1914, p. 310—314.

28. Schellenberg, H. C. Die Brandpilze der Schweiz. 1911.

29. Schellenberg, H. C. Ein neuer Brandpilz auf Arrhenatherum elatius. (L) M. u. K. Ber. der deutsch. bot. Ges. Band XXXIII p. 316—323.

30. Schellenberg, H. G. Die Vertreter der Gattung Sphacelotheca de By. auf den Polygonumarten. Annales Mycologici. Vol. V. 1907, p. 385—396.
31. Schikorra. Über die Entwicklungsgesch. v. Monascus. Zeitschr. für Bot. 1909, p. 379—410.
32. Schröter, J. Bemerkungen und Beobachtungen über einige Ustilagineen Cohns Beiträge zur Biologie d. Pflanzen. 1877, p. 349—385 und p. 435—440.
33. Tubeuf. Studien über die Brandkrankheiten des Getreides und ihre Bekämpfung. Arb. a. d. biolog. Abteilung für Land- und Forstwirtschaft am kaiserl. Gesundheitsamte. Bd. II. 1902, p. 179—389.
34. Tulasne, L. R. et Ch. Mémoire sur les Ustilaginées comparees aux Uredinées Ann. d. sc. nat. 1847, 3. Serie p. 12—117.
35. Tulasne, L. R. et Ch. Second mémoire sur les Uredinees et les Ustilaginees. Ann. d. sc. nat. 1854, 4. Série p. 77—196.
36. Vuillemin, P. Les bases actuelles de la systematique en Mycologie. Prog. rei botanicae. 1908, p. 1—170.
37. Wakker, J. H. Untersuchungen über den Einfluß parasitischer Pilze auf ihre Nährpflanzen. Jahrb. f. wissensch. Bot. Bd. XXIV, 1892, p. 499—548.
38. Winter. Notizen über die Familie der Ustilagineen Flora 1876, p. 145—152, p. 161—172.
39. Wolff, R. Brand des Getreides. 1874.
40. Woronin. Beiträge z. Kenntnis d. Ustilagineen. Abhandl. d. Senckenb. naturf. Gesellschaft. 1881, p. 559—591.

Figurenerklärung.

Tafel I.

Sämtliche Figuren wurden von uns mit dem Abbeschen Zeichenapparat aufgenommen.

(Vergrößerung $^{1000}/_{1}$. Homogene Ölimmersion $^{1}/_{12}$ v. Leitz. Okular IV.)

Ustilago Tritici.

Fig. 1. Frisch gekeimte Sporen.
„ 2. Gekeimte Sporen, deren Promyzelien seitliche Myzelien gebildet hat.
„ 3. Promyzel mit seitlichen Konidien.
„ 4. Durch seitliche Schnalle kopulierende Myzelfäden.
„ 5. Durch Verbindungsschlauch kopulierende Myzelfäden.
„ 6. Kopulierende Promyzelzellen.
„ 7. Kopulierende Konidien.
„ 8. Myzelfäden mit zweikernigen Gliedern.
„ 9. Promyzel, dessen erstes Glied infolge Kopulation mit dem zweiten ein Kernpaar enthält. Vom zweiten Glied ist die leere Membran übriggeblieben.

Fig. 10. Der ähnliche Fall wie Fig. 9, jedoch ist bei der Kopulation der Kern des ersten Gliedes des Promyzels in das zweite gewandert.
„ 11. Promyzel, bei dem das vierte Glied mit dem dritten kopulierte.
„ 12. Seitliche, von einer zweikernigen Promyzelzelle abgeschnürte zweikernige Konidie.
„ 13. Auswachsen der zweikernigen Myzelzelle.
„ 14. Auswachsen der zweikernigen Konidien zu langen Myzelfäden.

Ustilago nuda.

„ 15. Keimende Sporen.
„ 16. Promyzel mit seitlich abgeschnürten Myzelien.
„ 17. Mit zwei Promyzelien keimende Spore.
„ 18. Sporen mit zwei Promyzelien, das eine in Kopulation mit der zweiten Zelle des andern Promyzels.
„ 19. Kopulation zwischen zwei Gliedern eines Promyzels.
„ 20. Durch seitliche Schnallen kopulierende Myzelzellen.
„ 21. Zweikernige Konidien und entleerte Membranen.
„ 22. Zweikernige Konidien.
„ 23. Promyzel aus einer leeren Membran und einer zweikernigen Zelle bestehend.
„ 24. Kernpaar in jungen Sporenzellen.
„ 25. Verschmelzende Kernpaare in älteren Sporenzellen.

Ustilago dura.

„ 26. Keimende Sporen mit Promyzelien und seitlichen Myzelien.
„ 27. Einkernige Myzelzellen.
„ 28. Kopulierende Myzelzellen.
„ 29. Myzelfäden mit zweikernigen Gliedern.

Ustilago perennans.

„ 30. Keimende Sporen mit Promyzelien und seitlichen Konidien.
„ 31. Einkernige Konidien.
„ 32. Sproßverbände einkerniger Konidien.
„ 33. Kopulierende Konidien.
„ 34. Zweikernige Konidien.
„ 35. Zu Myzelfäden auswachsende zweikernige Konidien.
„ 36. Auswachsende zweikernige Konidien.
„ 37. Kopulierende Konidien. Der Kern im Verbindungsschlauch.
„ 38. Zweikernige Konidie und leere Membran.

Tafel II.

Ustilago Hordei.

Fig. 1. Kernteilung bei Sporenkeimung.
„ 2. Keimende Spore.
„ 3. Promyzel mit seitlichen Konidien.
„ 4. Einkernige Konidien.

Fig. 5. Kopulierende Konidien.
„ 6. Zweikernige Konidien mit äquatorial einander gegenüberliegenden Kernen.
„ 7. Zu Myzelfäden auswachsende zweikernige Konidien.
„ 8 u. 9. Zweikernige Myzelfäden.

Ustilago Avenae.

„ 10. Keimende Spore.
„ 11. Älteres Promyzel mit seitlichen Konidien. Durch wiederholte Konidienbildung sind die Zellen des Promyzels aus der normalen geraden Lage herausgedrängt worden.
„ 12. Einkernige Konidien.
„ 13. Sproßverband einkerniger Konidien.
„ 14. Kopulierende Konidien.
„ 15. Kopulierende Glieder des Promyzels.
„ 16. Zweikernige Konidien und entleerte Membran infolge Kopulation der beiden Zellen.
„ 17. Zweikernige Konidie mit äquatorial einander gegenüberliegenden Kernen.
„ 18. Jüngere Myzelfäden mit äquatorial einander gegenüber gelagerten Kernen.
„ 19. Ältere Myzelfäden.

Ustilago Vaillantii.

„ 20. Keimende Spore mit Promyzel.
„ 21. Keimende Spore mit Promyzel und dreigliedrigem Konidienträger.
„ 22. Einkernige Konidie.
„ 23. Dreigliedrige Konidienträger.
„ 24. Kopulierende Konidien und Konidienträger.
„ 25. Entleerte Zellmembran.
„ 26. Kopulierende Konidien.
„ 27. Konidienträger aus einer ein- und einer zweikernigen Zelle und einer entleerten Membran bestehend.
„ 28. Zweikernige Konidien.
„ 29. Zu Myzelfäden auswachsende zweikernige Konidien.
„ 40. Wasserkulturen.

Ustilago longissima.

„ 30. Keimende Spore.
„ 31. Keimende Spore mit Promyzel und Konidienträger.
„ 32. Zylindrischer Konidienträger.
„ 33. Einkernige Konidien.
„ 34. Konidienträger mit seitlichen Konidien.

Fig. 35. Einkernige rundliche Konidien.
„ 36. Kopulierende Konidien.
„ 37. Zweikernige Konidien.
„ 38. Zweikernige Konidien mit äquatorial gelagerten Kernen.
„ 39. Zweikernige Myzelfäden.

Tafel III.

Ustilago Tragopogonis pratensis.

Fig. 1. Keimende Sporen.
„ 2. Promyzel mit seitlichen Konidien.
„ 3. Einkernige Konidien.
„ 4. Kopulierende Konidien.
„ 5. Kopulierende Konidien. Der wandernde Kern liegt im Verbindungsschlauch.
„ 6. Kopulierende Konidien. Übertritt des Protoplasmas.
„ 7. Zweikernige Konidien.

Ustilago Scabiosae.

„ 8. Keimende Sporen mit Promyzel und seitlichen Konidien.
„ 9. Einkernige Konidien.
„ 10. Sproßverband einkerniger Konidien.
„ 11. Kopulierende Konidien.
„ 12. Kopulierende Konidien. Übertritt des Protoplasmas.
„ 13. Zweikernige Konidien.

Ustilago Scorzonerae.

„ 14. Keimende Sporen. Keimporus.
„ 15. Einkernige Konidien.
„ 16. Sproßverbände einkerniger Konidien.
„ 17. Kopulierende Konidien.
„ 18. Zweikernige Konidien.

Ustilago violacea.

„ 19. Keimende Sporen mit Promyzelien.
„ 20. Sproßverbände einkerniger Konidien.
21. Kopulierende Konidien.
„ 22. Kopulierende Konidien. Der Kern im Kopulationsschlauch.
„ 23. Zweikernige Konidien.
„ 24. Auswachsen nichtkopulierender Konidien zu Myzelfäden.
„ 25. Verschiedene Stadien der Kernvereinigung und Verschmelzung in Sporenzellen.

Ustilago marginalis.

„ 26. Keimende Sporen.
„ 27. Promyzel mit seitlich abstehenden Konidien.
„ 28. Einkernige Konidien.
„ 29. Sproßverbände einkerniger Konidien.

Fig. 30. Kopulierende Konidien.
„ 31. Durch Kopulationsschlauch kopulierende Konidien.
„ 32. Zweikernige Konidien.

Tafel IV.

Tragopogon pratense befallen von *Ustilago Tragopogonis pratensis*
Gesunde und kranke Früchte sowie eine gesunde Blüte

Tafel V.

Tilletia Tritici.

Fig. 1. Keimende Spore.
„ 2. Promyzel mit zwei an der Spitze gelagerten Kernen.
„ 3 u. 4. Promyzel mit vier an der Spitze gelagerten Kernen.
„ 5. Junge Endkonidien.
„ 6. Promyzel mit ausgebildeten Endkonidien.
„ 7. Kopulierende Endkonidien.
„ 8. Zweikernige Konidie zu einem Myzelfaden auswachsend mit seitlicher Sichelkonidie.
„ 9 u. 10. Myzel mit Sichelkonidien.
„ 11. Sichelkonidien.
„ 12. Zweikernige Sporenzellen.
„ 13. Abgeschnürte Sporenzellen im Innern der Myzelzellen.
„ 14. Promyzel einer Wasserkultur.

Tafel VI.

Entyloma Calendulae.

Fig. 1. Keimende Sporen.
„ 2. Kurzes Promyzel mit endständigen Konidien.
„ 3. Längere Promyzelien mit endständigen Konidien.
„ 4. Einkernige Konidien.
„ 5. Kopulierende Konidien.
„ 6. Zweikernige Konidien und entleerte Membrane.
„ 7. Vielgliedriges Promyzel einer Wasserkultur.
„ 8. Promyzel von Wasserkulturen mit an der Spitze gelagertem Kern und Protoplasmamasse.
„ 9. Promyzelspitzen.
„ 10. Promyzelspitzen in Kopulation.
„ 11. Abgefallene kopulierende Promyzelspitzen.
„ 12. Junge Sporenzelle.
„ 13. Ältere Sporenzelle.
„ 14. Reife Spore.
„ 15. Cotyledon von Calendula officinalis mit Flecken von *Entyloma Calendula*.

Urocystis Anemones.

Fig. 16. Keimende Spore mit entleertem Promyzel und zwei endständigen Myzelfäden.
„ 17. Einkernige Myzelzellen.
„ 18. Kopulation zweier benachbarter einkerniger Zellen.
„ 19. Zweikernige Zelle.
„ 20. Myzelfäden aus zweikernigen Gliedern bestehend.
„ 21. Junge Sporenzelle.
„ 22. Junge Sporenzelle mit beginnender Degeneration der Kern- und Protoplasmamasse in der Nebenzelle.
„ 23. Reife Sporen.

Urocystis Violae.

„ 24. Keimende Sporen mit Promyzel und endständigen Konidien.
„ 25. Einkernige Konidien.
„ 26. Kopulierende Konidien.
„ 27. Zweikernige Konidien.

Weitere Beiträge zur Pilzflora der Schweiz.

Von Otto Jaap.

Dieser zweite Beitrag zur Pilzflora der Schweiz enthält eine Aufzählung von Pilzen, die auf einer Reise durch die Schweiz im Sommer 1910 und Mitte April 1913 bei Lugano von mir beobachtet worden sind. Die Örtlichkeiten, an denen gesammelt wurde, mit Angabe der Höhenlage und des Datums, sind folgende: Magglingen bei Biel im Jura (900—950 m) 15. 7., Umgebung von Biel und Taubenlochschlucht (450 m) 16. 7., der Chaumont bei Neuchâtel (1100 m) 17. 7., Glion bei Montreux (700 m) 18. 7., Mont de Caux (1050 m) und Rochers de Naye (bei ca. (2000 m) 19. 7., Saastal von Stalden (800 m) bis Saas-Grund (1550 m) 20. 7., Saas-Fee (1800 m) 21.—25. 7. und Gletscheralp (2150 m) 22. 7., Riffelalp (ca. 2225 m) und Gornerschlucht (ca. 1750 m) bei Zermatt 27. 7., Gletsch am Rhonegletscher (1800 m) 29. 7., Furkastraße bis Tieffenbach (Paßhöhe: 2450 m, Tieffenbach: 2100 m) 30. 7., Meiringen (600 bis 900 m) 1. 8., Grindelwald (1050 m) 2.—5. 8., Brienz (600 m) 6. 8., Brienzer Rothorn (bei ca. 2350 m) und Planalp (ca. 1325 m) 7. 8., Pilatus (bei 1900 bis 2050 m) 8. 8., Engelberg (1025 m) 10. bis 15. 8., (Horbistal 1050 m, Alp Herrenrüti 1200 m, Surenental 1250 m).

Viele von den gesammelten Pilzen waren neu für die Schweiz. Neu für die Wissenschaft waren 13 Arten, die von mir beschrieben worden sind; diese sind: **Belonidium cirsiicola, Mycosphaerella alnobetulae, M. salvatoreensis, Pleospora lantanae, Melanconis alnicola, Phyllosticta aspleni, Phoma cirsiicola, Septoria primulae latifoliae, Ramularia aspleni, R. delphinii, R. scabiosae, Gyroceras resinae** und **Sclerotium alpinum.** Viele von den seltenen Arten sind in größerer Zahl eingesammelt und in den von mir herausgegebenen „Fungi selecti exsiccati" verteilt worden. Die Nummer der Sammlung ist in dieser Aufzählung bei der betreffenden Art angeführt worden. Die Anordnung der Pilzgruppen geschah aus praktischen Gründen nach der Bearbeitung der Pilze in den Natürlichen Pflanzenfamilien von Engler und Prantl; die Bezeichnung der Nährpflanzen nach der bekannten Schweizer Flora von **Schinz und Keller, 2. Auflage, 1905.**

Myxomycetes.

Ceratiomyxa fruticulosa (Mueller) Macbr. Auf faulenden Tannenstümpfen, **Magglingen bei Biel, häufig.**

Badhamia panicea (Fr.) Rost. Auf faulenden Kräuterstengeln an der Furkastraße bei Gletsch in einer etwas abweichenden Form.

Physarum nutans Pers. var. leucophaeum (Fr.) Lister. Auf faulendem Holz von *Acer pseudoplatanus* bei Grindelwald.

Ph. vernum Sommerf. Auf faulenden Kräuterstengeln bei Gletsch in Gesellschaft von Didymium Wilczekii.

Fuligo septica (L.) Gmelin. Auf faulenden Tannenstümpfen, Magglingen bei Biel.

Diderma niveum (Rost.) Macbr. Auf faulenden Kräuterstengeln bei Gletsch.

D. Lyallii (Massee) Macbr. Wie voriges, an mehreren Stellen.

Didymium Wilczekii Meylan. Auf faulenden Kräuterstengeln, besonders *Cirsium spinosissimum* auf der Riffelalp bei Zermatt, bei Saas-Fee, an der Furkastraße von Gletsch bis Tieffenbach häufig, namentlich in der Nähe des schmelzenden Schnees; bei Wengern-Scheidegg schon im Juli 1905 von mir gesammelt. Ausgegeben in meiner Myxomyceten-Sammlung unter n. 93.

Lepidoderma Carestianum (Rabenh.) Rost. Auf faulenden Kräuterstengeln an der Furkastraße, öfter in Gesellschaft der vorigen Art.

Lamproderma violaceum (Fr.) Rost. Auf faulenden Kräuterstengeln bei Gletsch.

Cribraria argillacea Pers. Auf faulenden Tannenstümpfen, Magglingen bei Biel.

Tubifera ferruginosa (Batsch) Gmelin. Auf faulenden Fichtenstümpfen bei Grindelwald.

Trichia favoginea (Batsch) Pers. Ebendort.

Tr. contorta (Ditm.) Rost. var. alpina R. E. Fries. Auf faulenden Stengeln von *Cirsium spinosissimum* an der Furkastraße beim Rhonegletscher mehrfach.

Arcyria cinerea (Bull.) Pers. Auf faulenden Fichtenstümpfen, Mont de Caux bei Montreux.

Perichaena vermicularis (Schweinitz) Rost. Auf faulenden Pflanzenstengeln an der Furkastraße bei Gletsch, ca. 1900 m.

Chytridiineae.

Synchytrium taraxaci de By. et Wor. Auf *Taraxacum officinale*, Magglingen bei Biel, auf dem Chaumont bei Neuchâtel, Glion bei Montreux, bei Meiringen, Grindelwald, Brienz, Engelberg, fast überall häufig.

S. aureum Schroeter. Auf *Thymus serpyllum*, Rochers de Naye bei Montreux und Brienzer Rothorn; auf *Crepis alpestris*, Brienzer Rothorn; auf *Phyteuma sp.* (nicht blühend, wahrscheinlich *Ph. orbiculare*) bei Saas-Fee (S. vulgatum Rytz); auf *Homogyne alpina* (S. vulgatum Rytz), Brienzer Rothorn; auf *Hippocrepis comosa* (S. alpicola Rytz), Brienzer Rothorn.

S. alpinum Thomas. Auf *Viola biflora* in der Gornerschlucht bei Zermatt und bei Grindelwald.

Urophlyctis Rübsaamenii P. Magn. An unterirdischen Stengelteilen (nicht an den Wurzeln) von *Rumex scutatus* im Horbistal bei Engelberg. — Fungi sel. 402. Neu für die Schweiz.

Peronosporineae.

Albugo candida (Pers.) O. Ktze. Auf *Capsella bursa pastoris* bei Grindelwald; auf *Arabis hirsuta* bei Biel; auf *Arabis sp.* bei Gletsch; auf *Sisymbrium sophia* bei Saas-Fee.

A. tragopogonis (Pers.) S. F. Gray. Auf *Cirsium arvense* bei Grindelwald; auf *C. oleraceum* bei Meiringen und Engelberg; auf *Centaurea scabiosa* bei Grindelwald und Engelberg; auf *Tragopogon pratensis* bei Grindelwald.

Phythophthora infestans (Mont.) de By. Auf *Solanum tuberosum* bei Meiringen häufig und sehr schädlich auftretend.

Plasmopara pusilla (de By.) Schroet. Auf *Geranium silvaticum* bei Saas-Fee und Engelberg.

P. nivea (Ung.) Schroet. Auf *Anthriscus silvestris* bei Saas-Fee und Engelberg; auf *Pimpinella magna* bei Meiringen, Grindelwald und Engelberg; auf *Aegopodium podagraria* bei Glion und Meiringen; auf *Athamanta hirsuta* auf dem Pilatus; auf *Laserpitium latifolium* auf dem Mont de Caux bei Montreux, bei Saas Grund und bei Lugano.

P. pygmaea (Ung.) Schroet. Auf *Anemone alpina* bei Saas-Fee an mehreren Stellen und dort auch auf der Gletscheralp.

P. densa (Rabenh.) Schroet. Auf *Euphrasia Rostkoviana* bei Grindelwald; auf *Alectorolophus hirsutus* bei Saas-Fee und Grindelwald; auf *A. major* auf dem Chaumont bei Neuchâtel; auf *A. minor* bei Saas-Fee und Grindelwald.

Bremia lactucae Regel. Auf *Carduus defloratus*, Magglingen bei Biel und bei Grindelwald; auf *Centaurea jacea* bei Engelberg; auf *Picris hieracioides* bei Meiringen; auf *Hieracium pilosella* auf dem Chaumont bei Neuchâtel; auf *H. silvaticum* bei Grindelwald; auf *H. prenanthoides* var. *lanceolatum* bei Engelberg.

Peronospora calotheca de By. Auf *Asperula odorata*, auf dem Chaumont bei Neuchâtel.

P. alsinearum Casp. Auf *Stellaria media* bei Lugano.

P. viciae (Berk.) de By. Auf *Vicia angustifolia* bei Lugano.

P. trifoliorum de By. Auf *Trifolium badium* bei Saas-Fee und Grindelwald; auf *T. medium*, Mont de Caux bei Montreux, Grindelwald und Horbistal bei Engelberg; auf *Lotus corniculatus* bei Grindelwald.

P. phyteumatis Fuckel. Auf *Phyteuma orbiculare* bei Saas-Fee und Grindelwald, wohl eine neue Nährpflanze.

P. farinosa (Fr.) Keissler. Auf *Chenopodium album* bei Stalden im Visptal; auf *Ch. bonus Henricus* auf der Riffelalp bei Zermatt, bei Grindelwald und Engelberg.

P. grisea Unger. Auf *Veronica beccabunga* bei Saas-Fee und auf der Planalp bei Brienz.

P. ficariae Tul. Auf *Ranunculus acer* bei Saas-Fee und Lugano; auf *R. repens* bei Biel, Brienz und Engelberg; auf *R. bulbosus* bei Lugano.

P. parasitica (Pers.) Tul. Auf *Biscutella laevigata*, Rochers de Naye bei Montreux und Alp Herrenrüti bei Engelberg; auf *Capsella bursa pastoris* bei Magglingen.

P. cyparissiae de By. Auf *Euphorbia cyparissias* bei Saas-Grund.

P. rumicis Corda. Auf *Rumex arifolius* auf der Riffelalp bei Zermatt, bei Saas-Fee und im Horbistal bei Engelberg.

P. pulveracea Fuckel. Auf *Helleborus* sp. auf dem Chaumont bei Neuchâtel.

P. alta Fuckel. Auf *Plantago major* bei Glion, Grindelwald und Engelberg.

Hemiascineae.

Protomyces macrosporus Unger. Auf *Aegopodium podagraria*, Magglingen bei Biel häufig, Glion und Mont de Caux bei Montreux, Grindelwald; auf *Heracleum sphondylium* bei Grindelwald und Brienz; auf *Athamanta hirsuta* bei Saas-Fee, auf dem Brienzer Rothorn und dem Pilatus.

P. kreuthensis Kühn. Auf *Leontodon hispidus* im Surenental bei Engelberg.

Protomycopsis leucanthemi (Syd.) P. Magn. Auf *Chrysanthemum leucanthemum* bei Grindelwald, auf der Planalp bei Brienz und auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg. — Fungi sel. 405.

Taphridium umbelliferarum (Rostr.) v. Lagerh. et Juel. f. heraclei Jaap. Auf *Heracleum sphondylium* im Saastal an mehreren Stellen und bei Grindelwald.

T. rhaeticum Volkart in Jaap, Fungi sel. exs. 453. (Volkartia rh. R. Maire.) Auf *Crepis conyzifolia* an der Furkastraße beim Rhonegletscher, ca. 2000 m. — Die Nährpflanze ist neu. Synonym ist T. crepidis v. Lagerh.

Protodiscineae.

Taphrina Vestergreni Giesenh. Auf *Aspidium filix mas*, Magglingen bei Biel nicht selten und Alp Herrenrüti bei Engelberg. — Fungi sel. 406.

T. ulmi (Fuckel) Johans. Auf *Ulmus campestris* bei Biel und Engelberg.

T. betulae (Fuckel) Johans. Auf *Betula verrucosa* im Saastal an mehreren Stellen und bei Engelberg.

T. turgida Sadeb. Auf *Betula verrucosa* (Hexenbesen) bei Saas-Fee.

T. epiphylla Sadeb. Auf *Alnus incana* (große Hexenbesen) bei Meiringen und Engelberg.

T. Sadebeckii Johans. Auf *Alnus incana* bei Grindelwald. Auf der Grauerle wurde dieser Pilz nur selten beobachtet.

T. alni incanae (Kühn) Sadeb. In den Zapfen von *Alnus incana*, Mont de Caux bei Montreux, im Saastal, bei Meiringen und Grindelwald.

T. aurea (Pers.) Fr. Auf *Populus canadensis* in Grindelwald.

T. crataegi Sadeb. Auf *Crataegus oxyacantha*, Magglingen bei Biel und Grindelwald.

T. insititiae (Sadeb.) Johans. Große Hexenbesen auf *Prunus insititia*, Tesserete bei Lugano.

T. Rostrupiana (Sadeb.) Giesenh. In den Früchten von *Prunus spinosa* bei Magglingen.

T. pseudoplatani (Massal.) Jaap. (Syn.: T. polyspora var. pseudoplatani Massal.) Auf *Acer pseudoplatanus* bei Grindelwald und Engelberg. — Fungi sel. 407. — Dürfte besser als eine eigene, selbständige Art zu beurteilen sein.

Helvellineae.

Mitrula Rehmii Bres. Auf Sumpfmoos, besonders *Bryum*, bei Gletsch. Auch bei Sulden im Ortlergebiet von mir auf Sumpfmoosen gesammelt. Scheint nur eine Form von M. muscicola Hennings zu sein.

Pezizineae.

Ciboria calathicola Rehm. An faulenden Blütenköpfchen von *Cirsium spinosissimum* bei Saas-Fee und auf der Riffelalp bei Zermatt.

Sclerotinia baccarum (Schroet.) Rehm. Die Sklerotien auf *Vaccinium myrtillus* bei Engelberg.

Dasyscypha Willkommii Hartig. Auf *Larix decidua* bei Saas-Fee.

D. spirotricha (Oudem.) Rehm. Auf faulenden Stengeln von *Adenostyles alpina* bei Gletsch. — Schläuche und Sporen sind bei diesem Material etwas kleiner, paßt sonst gut zur Beschreibung in Rehm, Discom., p. 830.

Lachnum mollissimum (Lasch) Karst. Auf faulenden Stengeln von *Cirsium spinosissimum* auf der Furka, eine Form, die durch etwas dünnere, stumpfe und oft ganz glatte Haare abweicht.

L. bicolor (Bull.) Karst. Auf dürren Stengeln von *Rubus idaeus* bei Engelberg.

L. agaricinum Retz. Desgleichen.

L. clandestinum (Bull.) Karst. Mit den beiden vorigen.

Pezizella tirolensis Rehm. Auf faulenden Stengeln von *Cirsium spinosissimum* in Gesellschaft von Rhabdospora cirsii Karst., Riffelalp bei Zermatt. — Fungi sel. 459.

Phialea cyathoidea (Bull.) Gill. Auf faulenden Stengeln von *Cirsium spinosissimum* bei Saas-Fee in einer robusten Form mit dickem Stiel und 6—7 : 1,5—2 μ großen Sporen; desgleichen auf der Furka, eine Form mit sehr zarten Fruchtkörpern und 9—12 : 1,5—2 μ großen Sporen.

Heloium virgultorum (Vahl) Karsten. An dürren Zweigen von *Alnus alnobetula* bei Engelberg.

Tapesia fusca (Pers.) Fuckel. An faulenden Ästen von *Alnus incana* bei Saas-Fee.

Belonidium cirsiicola Jaap n. sp. Auf faulenden Stengeln von *Cirsium spinosissimum* auf der Furkapaßhöhe, 30. 7. 1910.

Beschreibung: Fruchtkörper gesellig, aber nicht dicht beisammen stehend, sitzend, kugelförmig, später etwas ausgebreitet schüsselförmig, blaß oder schmutzig gelblich und mit bleicher oder schwach fleischfarbener Fruchtscheibe, am Rande weißlich flaumig, dick wachsartig; Gewebe sehr locker parenchymatisch, am Rande in verlängerte Zellen übergehend und in 3—4 μ breite, farblose Fasern aufgelöst; Schläuche lang keulenförmig, stumpf zugespitzt, 60—70 μ lang und 7—8 μ dick, 8-sporig; Sporen zylindrisch-spindelförmig, an den Enden abgerundet, 12—18 μ lang und 2,5—3 μ dick, mit mehreren Öltropfen, dann 2—4-zellig, unregelmäßig zweireihig gelagert; Paraphysen fädig, nach oben allmählich ein wenig verdickt, stumpf, farblos, die Schläuche etwas überragend; Jod färbt den Schlauchporus stark blau.

Der Pilz ist äußerlich dem auf demselben Substrat gefundenen Belonium pruiniferum Rehm nicht unähnlich, unterscheidet sich aber durch Gehäusebau und viel kleinere Sporen.

Drepanopeziza ribis (Kleb.) Jaap. Der Konidienpilz, Gloeosporium ribis (Lib.) Mont. et Desm., auf *Ribes alpinum* bei Magglingen.

Pseudopeziza medicaginis (Lib.) Sacc. Auf lebenden Blättern von *Medicago lupulina* bei Grindelwald.

Ps. trifolii (Bernh.) Fuckel. Auf *Trifolium pratense* bei Biel.

Ps. bistortae (Lib.) Rehm. Auf *Polygonum viviparum*, Riffelalp bei Zermatt, Brienzer Rothorn häufig.

Fabraea astrantiae (Ces.) Rehm. Auf *Astrantia major* bei Grindelwald.

Pirottaea veneta Sacc. et Speg. Auf faulenden Stengeln von *Mulgedium alpinum* auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg. Sporen sind bei diesem Material 9—13 ≪ 1,5—2,5 μ groß, paßt sonst zur Beschreibung.

Ephelina phyteumatis (Fuckel) Rehm. Der Myzelium-Pilz auf lebenden Blättern von *Phyteuma spicatum* bei Magglingen und auf dem Chaumont im Jura.

Conida clemens (Tode) Massal. Auf der Fruchtschicht von *Placodium chrysoleucum* (Sm.) Kbr. bei Saas-Fee. — Fungi sel. 506.

Celidium lichenum (Sommerf.) Schroet. Auf der Fruchtschicht von *Lobaria pulmonaria* (L.) Hoffm. an *Fagus silvatica* bei Engelberg. — Fungi sel. 462.

Tromera difformis (Fr.) Rehm. Auf altem Harz an Fichten bei Engelberg.

Cenangelia rhododendri (Ces.) Rehm. An dürren Früchten von *Rhododendron ferrugineum* bei Saas-Fee.

Phacidiineae.

Ocellaria ocellata (Pers.) Schroet. An dürren Stämmen von *Salix purpurea* bei Grindelwald.

Heterosphaeria patella (Tode) Grev. var. alpestris Fr. Auf dürren Stengeln von *Peucedanum ostruthium* bei Gletsch. Die Sporen fand ich einzellig und 10—14 ⩽ 3—4 μ groß.

Scleroderris aggregata (Lasch) Rehm. Am Stengelgrunde von *Euphrasia Rostkoviana* bei Grindelwald und Engelberg, unentwickelt.

Pseudophacidium rhododendri Rehm (Myxophacidium v. Höhnel). Auf dürren Zweigen von *Rhododendron ferrugineum* bei Saas-Fee.

Rhytisma acerinum (Pers.) Fr. Auf *Acer pseudoplatanus* bei Mageflingen, Grindelwald und Engelberg.

Rh. salicinum (Pers.) Fr. Auf *Salix hastata*, Gletscheralp bei Saas-Fee; auf *S. grandifolia* bei Engelberg.

Hysteriineae.

Lophodermium pinastri (Schrad.) Chev. Auf dürren Nadeln von *Pinus cembra* mit dem Konidienpilz Leptostroma pinastri Desm. bei Saas-Fee.

L. arundinaceum (Schrad.) Chev. var alpinum Rehm. Auf dürren Blättern von *Sesleria coerulea*, Rochers de Naye bei Montreux und Brienzer Rothorn.

var. **juncinum** Jaap n. var. Auf dürren, vorjährigen Halmen von *Juncus Jacquinii* auf der Furkapaßhöhe, 3. 8. 1905 und 30. 7. 1910. Es ist eine der var. *caricinum* (Robert) Duby nahestehende Form.

Acrospermum compressum Tode. Auf faulenden Halmen von *Juncus Jacquinii* auf der Furkapaßhöhe, 2450 m.

Pyrenomycetineae.

1. Perisporiales.

Sphaerotheca pannosa (Wallr.) Lev. Auf wilden Rosen bei Lugano.

Sph. humuli (DC.) Burr. Auf *Lampsana communis* bei Glion, nur das Oidium.

Sph. epilobii (Link) Sacc. Auf *Epilobium roseum* in der Taubenlochschlucht bei Biel; auf *E. alpestre* auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg.

Podosphaera oxyacanthae (DC.) de By. Das Oidium auf *Crataegus oxyacantha* bei Biel.

Erysibe graminis DC. Auf *Agropyrum caninum* bei Biel; auf *Poa canina* auf dem Pilatus.

E. cichoriacearum DC. Das Oidium auf *Asperuga procumbens* im Saastal.

E. pisi DC. Auf *Onobrychis viciaefolia* bei Glion.

E. polygoni DC. Das Oidium auf *Thesium alpinum* und *Hypericum quadrangulum* bei Engelberg.

Microsphaera lonicerae (DC.) Wint. Auf *Lonicera coerulea*, Alp Herrenrüti bei Engelberg.

Uncinula aceris (DC.) Sacc. Auf *Acer pseudoplatanus* bei Biel und Grindelwald; auf *A. campestre* bei Biel.

Lasiobotrys lonicerae (Fr.) Kze. et Schm. Auf *Lonicera coerulea* auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg.

2. Hypocreales.

Nectria cinnabarina (Tode) Fr. Konidien- und Perithezienzustand auf *Ulmus campestris* bei Glion; auf *Acer pseudoplatanus* bei Grindelwald.

N. coccinea (Pers.) Fr. Auf *Acer pseudoplatanus* bei Grindelwald.

N. sanguinea (Bolt.) Fr. Auf altem Stroma von Pyrenomyceten an *Alnus incana* und *Salix* bei Grindelwald.

Polystigma rubrum (Pers.) DC. Auf *Prunus spinosa* bei Grindelwald.

P. ochraceum (Wahlenb.) Sacc. Auf *Prunus padus* bei Engelberg.

Epichloë typhina (Pers.) Tul. Auf *Dactylis glomerata* bei Glion und Grindelwald; auf *Koeleria cristata*, Mont de Caux bei Montreux.

3. Dothideales.

Phyllachora graminis (Pers.) Fuckel. Auf *Elymus europaeus* und *Bromus sp.* bei Biel, unentwickelt.

Systremma natans (Tode) Theiß. et Syd. (Dothidea). Auf dürren Zweigen von *Fraxinus*, *Ostrya*, *Cytisus nigricans*, *C. hirsutus*, *Lonicera xylosteum*, *Ilex* und *Sorbus aucuparia* auf dem Monte S. Salvatore bei Lugano.

var. viburni Jaap. Auf *Viburnum lantana* ebendort, erscheint durch mehr rauhe Sporen abweichend. Fungi sel. 613.

Dothiora sorbi (Wahlenb.) Rehm. Auf dürren Zweigen von *Sorbus aucuparia* auf dem Monte S. Salvatore bei Lugano.

4. Sphaeriales.

Coleroa circinans (Fr.) Wint. Auf lebenden Blättern von *Geranium rotundifolium* bei Biel.

C. alchimillae (Grev.) Wint. Auf *Alchimilla pratensis* bei Magglingen.

Antennularia salisburgensis (Nießl) v. Höhn. Auf *Erica carnea* bei Grindelwald und auf dem Monte S. Salvatore bei Lugano. — Fungi sel. 614.

A. rhododendri (Kze.) v. Höhn. Der Myzelium-Pilz, Torula rh. Kze., auf *Rhododendron ferrugineum* bei Saas-Fee und auf dem Pilatus.

Herpotrichia nigra Hartig. Auf *Picea excelsa* bei Grindelwald und bei Engelberg.

Cucurbitaria laburni (Pers.) Ces. et de Not. Auf *Cytisus laburnum* bei Lugano sehr häufig; auf *C. nigricans* und *C. hirsutus* auf dem Monte S. Salvatore bei Lugano.

C. berberidis (Pers.) Gray. Auf *Berberis vulgaris* bei Saas-Fee und auf dem Monte S. Salvatore bei Lugano.

Lophiotrema aspidii (E. Rostr.) Jaap in Fungi sel. exs. 468 (Febr. 1911). Auf dürren, vorjährigen Wedelstielen von *Athyrium filix femina* bei Gletsch. Vgl. Verh. Bot. Ver. Brandenb. 1912, p. 22. — Monographus macrosporus Schroet. in Pilze Schles. II, p. 477, von mir 1905 auf *Aspidium filix mas* bei Chamonix gesammelt, ist derselbe Pilz.

Stigmatea rumicis (Desm.) Schroet. Auf lebenden Blättern von *Rumex alpinus* in Gesellschaft von Ovularia obliqua bei Saas-Fee und Gletsch.

St. robertiani Fr. Auf lebenden Blättern von *Geranium robertianum* bei Biel und Meiringen.

Mycosphaerella aquilina (Fr.) Schroeter f. aspidiorum (Sacc.) Jaap. Auf *Aspidium filix mas* bei Lugano. — Fungi sel. 615.

?M. polypodii (Rabenh.) Lindau. Auf *Polypodium vulgare* und *Asplenium trichomanes* bei Lugano, unreif, daher Bestimmung nicht sicher.

M. aspleni (Auersw.) Lindau. Auf *Asplenum septentrionale* bei Lugano. — Fungi sel. 616.

M. filicum (Desm.) Starb. Auf *Asplenum adiantum nigrum* bei Lugano. — Fungi sel. 710a.

M. alnicola (Peck) Jaap. Auf dürren, vorjährigen Blättern von *Alnus alnobetula* auf dem Monte Brè bei Lugano.

Mycosphaerella alnobetulae Jaap n. sp. Auf dürren, vorjährigen Blättern von *Alnus alnobetula* bei Saas-Fee am Wege nach Almagell, 25. 7. 1910.

Beschreibung: Fruchtkörper auf der Blattunterseite in kleinen, 1—2,5 mm breiten Herden beisammen, seltener zerstreut stehend, punktförmig klein, schwarz, kugelförmig, 70—110 μ breit, aus ziemlich dünnwandigem, schwarzbraunem, parenchymatischem Gewebe mit rundlicher Mündung; Schläuche in Büscheln ohne Paraphysen, sitzend, verkehrt länglich-keulig oder fast spindelförmig, in der Regel im unteren Drittel am dicksten, oben breit abgerundet, 35—50 μ lang und 11—12 μ dick, 8-sporig; Sporen in den Schläuchen unregelmäßig zwei bis dreireihig gelagert, länglich-eiförmig, abgerundet, gleichzweizellig, eingeschnürt, 13—15 μ lang und 5—7 μ dick, grasgrün.

Von Sphaerella alnicola Peck ist diese neue Art durch viel kleinere Sporen verschieden. Sph. alni-viridis de Not. ist so unvollständig beschrieben, daß eine Vergleichung nicht möglich ist.

? M. n. sp. Auf dürren, völlig geschwärzten Blättern von *Acer pseudoplatanus nemorosa*, auf dem Chaumont im Jura; unentwickelt, daher unbestimmbar, aber sehr auffällig und sicher eine neue Art.

Mycosphaerella salvatoreensis Jaap n. sp. Auf dürren, vorjährigen Blättern von *Helleborus viridis* auf dem Monte S. Salvatore bei Lugano, 16. 4. 1913.

Beschreibung: Fruchtkörper sehr gesellig, in kleinen Herden ziemlich dicht stehend, vorwiegend auf der Blattoberseite hervorbrechend,

punktförmig klein, schwarz, kugelförmig, 75—125 μ breit, aus schwarzbraunem parenchymatischem Gewebe; Schläuche zylindrisch-spindelförmig, sitzend, oben breit abgerundet, 45—50 μ lang und 5—6 μ dick, sitzend, ohne Paraphysen; Sporen länglich spindelförmig, an den Enden abgerundet, gleichzweizellig, 8—12 μ lang und 2—3 μ dick, zweireihig schräg gelagert.

Von Sphaerella Lachesis Sacc. durch kleinere Schläuche und Sporen verschieden. Sph. hellebori Roum. und Sph. Hermione Sacc. bilden Blattflecken.

M. sentina (Fr.) Schroet. In der Konidienform, Septoria piricola Desm., auf *Pirus communis* bei Meiringen.

M. ulmi Kleb. Der Konidienpilz, Septogloeum ulmi (Wallr.) v. Keissler, auf *Ulmus campestris* bei Glion.

M. aegopodii A. Pot. Die Konidienform, Septoria podagrariae Lasch, auf *Aegopodium podagraria* bei Grindelwald.

M. carinthiaca Jaap. Auf lebenden Blättern von *Trifolium medium* bei Biel, auf dem Mont de Caux und bei Engelberg. — Fungi sel. 374 b. Wohl neu für die Schweiz und wahrscheinlich eine weitverbreitete Art.

M. aronici (Fuckel) Volkart. Die Konidienform, Fusicladium aronici Fuckel, auf *Aronicum scorpioides* auf dem Pilatus. — Fungi sel. 469.

Venturia ditricha (Fr.) Karst. Auf faulenden Blättern von *Betula verrucosa* auf dem Monte Brè bei Lugano.

V. inaequalis (Cooke) Aderh. Der Konidienpilz, Fusicladium dendriticum (Wallr.) Fuckel, auf lebenden Blättern von *Pirus malus* bei Brienz.

Didymella glacialis Rehm var. juncicola Jaap. Auf dürren Halmen von *Juncus Jacquinii* in Gesellschaft von Clathrospora elynae Rabenh. auf der Furkapaßhöhe. Fungi sel. 514. — Die Varietät ist charakterisiert durch mehr zylindrische Schläuche mit kleineren, einreihig gelagerten Sporen und durch die Nährpflanze.

Leptosphaeria rusci (Wallr.) Sacc. Auf den Cladodien von *Ruscus aculeatus* bei Lugano.

L. modesta (Desm.) Auersw. Auf alten Stengeln von *Peucedanum ostruthium* mit Phoma sp. bei Saas-Fee.

L. multiseptata Wint. Auf dürren Stengeln von *Epilobium Fleischeri* auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg. Die Sporen sind bei dem vorliegenden Material 55—70 ⩽ 5—7 μ groß und 10—12-zellig; die 4. bez. 5. Zelle von oben ist etwas kürzer und dicker als die übrigen; paßt sonst zur Beschreibung.

Pleospora lantanae Jaap n. sp. Auf dürren Zweigen von *Viburnum lantana* auf dem Monte S. Salvatore bei Lugano, 11. 4. 1913.

Beschreibung: Fruchtkörper gesellig, ganze Zweige überziehend, unterrindig, mit der Basis etwas in den Holzkörper eingesenkt, die Rinde pusteiförmig auftreibend und bedeckt bleibend, zuletzt diese mit einer kleinen Öffnung durchbohrend, niedergedrückt, kugelförmig, mit langer

Mündung, 0,4 - 0,6 mm breit, schwarz, lederartig, etwas glänzend: Schläuche lang keulig, bis zu 225 μ lang und bis 20 μ dick, oben breit abgerundet, 8-sporig; Sporen einreihig gelagert, länglich-spindelförmig, an den Enden stumpf, mit 7, seltener 9 Querwänden und 1, selten 2 Längswänden, bei der 4. Septe etwas eingeschnürt, 25—30 μ lang und 8—10 μ dick, gelb: Paraphysen zahlreich, fädig, 1—1,5 μ dick, farblos, leicht zerfliessend.

Diese Form steht der Pl. herbarum (Pers.) Rabenh. nahe, ist aber verschieden durch die etwas größeren, bedeckt bleibenden Fruchtkörper, etwas kleinere und heller gefärbte Sporen mit in der Regel nur einer Längswand, längere Schläuche und das holzige Substrat.

Gnomoniella tubiformis (Tode) Sacc. Der Konidienpilz, Gloeosporium alneum (Pers.) Jaap (Leptothyrium), auf lebenden Blättern von *Alnus incana* bei Grindelwald; der Schlauch auf *A. alnobetula* bei Saas-Fee.

G. alniella Karst. Der Mycelium-Pilz, Astroma alni Allesch; auf lebenden Blättern von *Alnus incana* bei Grindelwald. Die Zusammengehörigkeit wurde von Klebahn durch Kulturversuche festgestellt.

G. leptostyla (Fr.) Ces. et de Not. Der Konidienpilz, Marssonina juglandis (Lib.) P. Magn., auf lebenden Blättern von *Juglans regia* bei Magglingen.

G. veneta (Sacc. et Speg.) Kleb. Die Konidienform, Gloeosporium nervisequum (Fuckel) Sacc., auf *Platanus orientalis* bei Biel.

G. gnomon (Tode) Schroet. Auf alten Blättern von *Corylus avellana*, Monte Brè bei Lugano.

Valsa nivea (Pers.) Fr. Auf dürren Zweigen von *Populus tremula* bei Lugano.

V. leucostoma (Pers.) Fr. Auf *Sorbus aucuparia* bei Saas-Fee.

V. diatrypa Fr. Siehe bei Cytospora diatrypa Sacc.

V. translucens (de Not.) Ces. et de Not. Auf dürren Zweigen von *Salix purpurea* bei Grindelwald.

V. melanodiscus Otth. An abgestorbenen Stämmen von *Alnus incana* bei Grindelwald. — Die Sporen messen bei diesem Material 7—9 × 1,5—2 μ. — Vgl. v. Höhnel, Fragm. II, p. 11 d. Sep.

Fenestella fenestrata (Berk. et Br.) Schroet. Auf dürren Zweigen von *Acer pseudoplatanus* bei Grindelwald. — Sporen bis zu 45 × 18 μ und Schläuche bis zu 175 × 25 μ groß.

Melanconis alnicola Jaap n. sp. Auf dürren Zweigen von *Alnus incana* bei Grindelwald, 15. 8. 1910.

Beschreibung: Stromata sehr gesellig, ganze Zweige überziehend, flach pustelförmig, rundlich, 2—3 mm breit, von dem Periderm bedeckt, dieses zuletzt mit einer kleinen, grauen oder weißen Scheibe durchbrechend, im Innern gelbgrau: Fruchtkörper 4—8, kreisförmig stehend und mit den langen Mündungen zusammenneigend, kugelförmig, schwarz, die Stromascheibe nur wenig überragend: Schläuche zylindrisch-keulig, oben ab-

gerundet, sitzend, 50—60 μ lang und 15 μ dick, 8-sporig; Sporen zweireihig gelagert, länglich-spindelförmig, abgerundet, gerade oder etwas gebogen, 25—45 μ lang und 9—12 μ dick, zweizellig, farblos, ohne Anhängsel.

M. alni Tul. hat viel kleinere, mit Anhängseln versehene Sporen. In Ann. myc. 1906, p. 479 erwähnt Rehm eine var. manca, gibt aber leider keine Sporengröße an.

Diatrype disciformis (Hoffm.) Fr. Auf dürren Zweigen von *Alnus incana* bei Grindelwald.

Diatrypella verruciformis (Ehrh.) Nitschke. Auf dürren Zweigen von *Corylus avellana* bei Lugano.

D. Tocciaeana de Not. An *Alnus glutinosa* bei Lugano; an *A. incana* bei Grindelwald.

Hypoxylon fuscum (Pers.) Fr. An *Alnus incana* bei Grindelwald; an *Corylus avellana* bei Lugano.

Daldinia concentrica (Bolt.) Ces. et de Not. An dürren Stämmen von *Alnus incana* bei Grindelwald.

Ustilagineae.

Ustilago tritici (Pers.) Jensen. Auf *Triticum vulgare*, Magglingen bei Biel.

U. Vaillantii Tul. In den Antheren von *Muscari comosum* bei Lugano.

U. bistortarum (DC.) Schroet. Auf *Polygonum viviparum*, Gletscheralp bei Saas-Fee.

U. venosa (Berk.) Tul. In den Blüten von *Oxyria digyna* bei Gletsch.

U. violacea (Pers.) Fuckel. In den Antheren von *Silene vulgaris* bei Saas-Grund, Grindelwald, Horbistal und Herrenrüti bei Engelberg; auf *Melandryum silvestre* bei Saas-Fee und auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg; auf *Dianthus carthusianorum* und *D. inodorus* bei Saas-Fee; auf *Gypsophila repens* bei Grindelwald, n. matr; Sporen bei dieser Form 5—9 μ groß.

U. pinguiculae Rostr. In den Antheren von *Pinguicula alpina* auf der Planalp bei Brienz.

U. scabiosae (Sow.) Wint. In den Antheren von *Knautia arvensis* auf dem Chaumont bei Neuchâtel; auf *K. silvatica* auf dem Mont de Caux bei Montreux häufig.

Cintractia caricis (Pers.) P. Magn. In den Fruchtknoten von *Carex caryophyllea* und *C. ornithopus* bei Saas-Fee; auf *C. firma* bei Grindelwald und auf dem Pilatus.

Schizonella melanogramma (DC.) Schroet. Auf *Carex ornithopus* bei Saas-Fee; auf *C. firma* auf dem Pilatus; auf dieser Nährpflanze wohl neu für die Schweiz.

Schinzia Aschersoniana P. Magn. In den Wurzeln von *Juncus bufonius* bei Saas-Fee.

Entyloma calendulae (Oud.) de By. Auf *Calendula officinalis* in Grindelwald; auf *Hieracium silvaticum* bei Biel, auf dem Chaumont, bei Glion, Grindelwald und Engelberg.

E. achilleae P. Magn. Auf *Achillea millefolium* bei Grindelwald.

E. chrysosplenii (Berk. et Br.) Schroet. Auf *Chrysosplenium alternifolium* bei Engelberg.

E. linariae Schroeter. Auf *Linaria vulgaris* in der Taubenlochschlucht bei Biel, zweiter Fundort in der Schweiz.

Urocystis anemones (Pers.) Wint. Auf *Trollius europaeus* bei Saas-Fee; auf *Anemone nemorosa* bei Lugano; auf *Ranunculus repens* bei Grindelwald.

U. sorosporioides Körn. Auf *Anemone alpina* auf der Gletscheralp bei Saas-Fee.

Uredineae.

1. Pucciniaceae.

Uromyces veratri (DC.) Schroet. f. occidentalis Tranzschel. I (Aecidium cacaliae Thüm.) auf *Adenostyles alpina* bei Gletsch und im Surenental bei Engelberg; auf *A. alliariae* auf der Alp Herrenrüti und Engelberg; II und III auf *Veratrum album*, Herrenrüti bei Engelberg.

U. rumicis (Schum.) Wint. II und III auf *Rumex obtusifolius* bei Engelberg.

U. aconiti lycoctoni (DC.) Wint. Auf *Aconitum lycoctonum*, I bei Saas-Fee; II und III bei Meiringen, Grindelwald und Engelberg.

U. geranii (DC.) Otth. Auf *Geranium silvaticum*, I bei Saas-Fee, I, II und III bei Grindelwald und Engelberg.

U. trifolii (Hedw.) Lév. II auf *Trifolium pratense* bei Grindelwald.

U. trifolii repentis (Cast.) Liro. I—III auf *Trifolium repens* bei Saas-Fee und Grindelwald.

U. minor Schroeter. III auf *Trifolium montanum*, Magglingen bei Biel.

U. hedysari obscuri (DC.) Winter. I auf *Hedysarum obscurum* auf dem Brienzer Rothorn und dem Pilatus.

U. euphorbiae-astragali (Opiz) E. Jordi. II und III auf *Oxytropis campestris* im Surenental bei Engelberg. — Fungi sel. 474.

U. anthyllidis (Grev.) Schroet. II auf *Anthyllis vulneraria* bei Grindelwald.

U. genistae tinctoriae (Pers.) Wint. II auf *Cytisus sagittalis*, Chaumont im Jura.

U. onobrychidis (Desm.) Lév. II auf *Onobrychis viciaefolia* bei Grindelwald.

U. striolatus Tranzschel. III auf *Euphorbia cyparissias* bei Saas-Fee häufig, Alp Herrenrüti bei Engelberg.

U. excavatus (DC.) Lév. III auf *Euphorbia verrucosa*, Mont de Caux bei Montreux häufig.

U. alchimillae (Pers.) Lév. II und III auf *Alchimilla pratensis*, Maggiingen bei Biel, auf dem Chaumont, Rochers de Naye bei Montreux, Saas-Fee, Brienzer Rothorn, Pilatus, Grindelwald und Engelberg; auf *A. alpestris*, Brienzer Rothorn und Surenental bei Engelberg.

U. melosporus (Therry) Syd. (U. alchimillae alpinae Ed. Fischer). Auf *Alchimilla Hoppeana*, Brienzer Rothorn häufig, Rochers de Naye.

U. primulae Fuckel. I, II, III auf *Primula villosa* bei Gletsch; auf *P. latifolia* f. *integrifolia* auf dem Pilatus, eine für die Schweiz neue Nährpflanze.

U. phyteumatum (DC.) Unger. III auf *Phyteuma sp.* (nicht blühend, wahrscheinlich *Ph. orbiculare*) bei Saas-Fee.

U. caricis sempervirentis Ed. Fischer. I (Aecidium phyteumatis Ung.) auf *Phyteuma orbiculare* bei Grindelwald; auf *Ph. sp.*, Rochers de Naye bei Montreux.

U. valerianae (Schum.) Fuckel. II und III auf *Valeriana officinalis* in der Taubenlochschlucht bei Biel, auf dem Mont de Caux bei Montreux; I auf *V. tripteris* im Surenental bei Engelberg.

U. polygoni (Pers.) Fuckel. II auf *Polygonum aviculare*, Glion bei Montreux.

U. behenis (DC.) Unger. I auf *Silene vulgaris* im Horbistal bei Engelberg (ohne Uredo, Teleutosporen mit sehr robustem Stiel).

U. fabae (Pers.) de By. Auf *Lathyrus vernus* in der Taubenlochschlucht bei Biel; auf *L. niger* bei Glion.

Aecidium euphorbiae Gmelin. Auf *Euphorbia cyparissias*, Rochers de Naye, Saas-Grund, Lugano.

Puccinia Mougeotii Lagerh. I—III auf *Thesium alpinum* bei Saas Grund und im Horbistal bei Engelberg.

P. acetosae (Schum.) Körn. II auf *Rumex acetosa* bei Engelberg.

P. Zopfii Winter. II und III auf *Caltha palustris* bei Meiringen.

P. Pazschkei Dietel. III auf *Saxifraga aizoon* bei Saas-Fee. — Fungi sel. 274 b.

P. saxifragae Schlechtend. III auf *Saxifraga rotundifolia* bei Gletsch.

P. geranii silvatici Karst. III auf *Geranium silvaticum* bei Saas-Fee.

P. violae (Schum.) DC. II und III auf *Viola canina* bei Grindelwald; I auf *V. odorata* bei Lugano.

P. epilobii tetragoni (DC.) Wint. Auf *Epilobium montanum*, I auf dem Mont de Caux bei Montreux, II und III bei Engelberg; I, II und III auf *E. alpestre* auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg; das Aecidium trat in etwas höherer Lage ganz isoliert auf, ohne Uredo und Teleutosporen; es kann daher zweifelhaft sein, ob es zu P. epilobii tetragoni gehört. I auf *E. alsinifolium* (?) bei Gletsch.

P. cari-bistortae Kleb. II und III auf *Polygonum bistorta*, Mont de Caux bei Montreux, Saas-Fee (neben *Carum carvi*), bei Grindelwald (neben *Angelica silvestris*) und bei Engelberg.

P. polygoni vivipari Karst. I auf *Ligusticum mutellina*, Rochers de Naye bei Montreux und Brienzer Rothorn; II, III auf *Polygonum viviparum* ebendort und bei Saas-Fee.

P. imperatoriae E. Jacky. Auf *Peucedanum ostruthium* bei Saas-Fee, in der Gornerschlucht bei Zermatt und bei Gletsch.

P. Pozzii Semadeni. Auf *Chaerophyllum hirsutum* bei Glion, Saas-Fee, Grindelwald, Alp Herrenrüti bei Engelberg. — Fungi sel. 272b.

P. heraclei Grev. II auf *Heracleum sphondylium*, bewaldete Abhänge am Aufstieg von Saas-Grund nach Saas-Fee, zweiter Fundort in der Schweiz.

P. oreoselini (Strauß) Fuckel. Primäre Uredolager auf *Peucedanum oreoselinum* bei Lugano.

P. chaerophylli Purton. Auf *Anthriscus silvestris* bei Grindelwald und Engelberg.

P. pimpinellae (Strauß) Mart. II auf *Pimpinella magna*, Rochers de Naye und Grindelwald.

P. athamantina Syd. Auf *Athamanta hirsuta* auf dem Pilatus. Fungi sel. 438.

P. vincae (DC.) Berk. II auf *Vinca minor* bei Lugano, zweiter Fundort für die Schweiz.

P. menthae Pers. II auf *Satureia clinopodium* bei Brienz.

P. caulincola Schneider. III auf *Thymus serpyllum* im Horbistal bei Engelberg.

P. Rübsaameni P. Magn. III auf *Origanum vulgare* im Horbistal bei Engelberg. — Fungi sel. 276b.

P. betonicae (Alb. et Schw.) DC. III auf *Stachys officinalis* bei Lugano.

P. campanulae Carmichael. III auf *Campanula Scheuchzeri* bei Gletsch, neue Nährpflanze und zweiter Fundort in der Schweiz.

P. helvetica Schroet. II und III auf *Asperula taurina*, Alp Herrenrüti bei Engelberg.

P. conglomerata (Strauß) Kze. et Schm. III auf *Homogyne alpina* bei Saas-Fee häufig, bei Gletsch und Grindelwald.

P. expansa Link. III auf *Senecio doronicum*, Rochers de Naye und Gletscheralp bei Saas-Fee.

P. cirsii lanceolati Schroeter. II auf *Cirsium lanceolatum* bei Engelberg.

P. prenanthis purpureae (DC.) Lindr. Auf *Prenanthes purpurea*, Magglingen bei Biel häufig, auf dem Chaumont, bei Meiringen, Grindelwald, Engelberg häufig.

P. mulgedii Syd. I, II, III auf *Mulgedium alpinum* bei Gletsch, auf der Alp Herrenrüti und im Surenental bei Engelberg. — Fungi sel. 481.

P. chondrillae Corda. I—III auf *Lactuca muralis* in der Taubenlochschlucht bei Biel.

P. lampsanae (Schultz) Fuckel. Auf *Lampsana communis*, Glion bei Montreux.

P. praecox Bubák. II, III auf *Crepis biennis* bei Biel und auf dem Chaumont im Jura.

P. alpestris Syd. II auf *Crepis alpestris*, Brienzer Rothorn.

P. crepidis aureae Syd. I auf *Crepis aurea* im Surenental bei Engelberg.

P. cirsii Lasch. II und III auf *Cirsium oleraceum* bei Meiringen und Grindelwald; auf *C. spinosissimum* in der Gornerschlucht bei Zermatt, bei Gletsch, auf dem Pilatus und der Alp Herrenrüti bei Engelberg; auf *C. acaule* bei Grindelwald.

P. carduorum Jacky f. sp. deflorati Probst. II und III auf *Carduus defloratus* bei Biel, Grindelwald und auf dem Pilatus.

P. carlinae Jacky. II, III auf *Carlina acaulis*, Alp Herrenrüti bei Engelberg.

P. picridis Hazsl. II, III auf *Picris hieracioides* bei Brienz.

P. taraxaci (Rebent.) Plowr. II und III auf *Taraxacum officinale* bei Magglingen, auf dem Chaumont, bei Glion und Engelberg.

P. hieracii (Schum.) Mart. Auf *Hieracium silvaticum* (P. hieracii Probst) bei Magglingen und in der Taubenlochschlucht bei Biel; auf *H. amplexicaule* bei Biel; auf *H. villosum* (f. sp. villosi Jacky), Gletscheralp bei Saas-Fee; auf *H. staticefolium* bei Saas-Fee; auf *H. sp.* (f. hybrida) im Surenental bei Engelberg.

P. epilobii Fleischeri Ed. Fischer. I auf *Epilobium Fleischeri* bei Saas-Fee häufig, am oberen Gletscher bei Grindelwald und auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg.

P. soldanellae (DC.) Fuckel. Auf *Soldanella alpina*, Gletscheralp bei Saas-Fee, Brienzer Rothorn und Surenental bei Engelberg.

P. urticae-caricis Kleb. I auf *Urtica dioeca*, Alp Herrenrüti bei Engelberg.

P. aecidii-leucanthemi Ed. Fischer. I auf *Chrysanthemum leucanthemum*, Rochers de Naye und Brienzer Rothorn.

P. caricis montanae Ed. Fischer. I auf *Centaurea scabiosa*, Magglingen bei Biel; auf *C. montana*, Alp Herrenrüti bei Engelberg.

P. caricis frigidae Ed. Fischer. I auf *Cirsium spinosissimum* bei Gletsch. — Fungi sel. 478. — Vorjährige Teleutosporenlager fanden sich am Fundort auf *Carex frigida* vor. *C. dioeca* und *C. Davalliana* wurden dort nicht bemerkt.

P. thesii (Desv.) Chaillet. I—III auf *Thesium pratense* auf dem Chaumont im Jura.

P. Morthieri Körn. III auf *Geranium silvaticum* bei Saas-Fee und Engelberg.

P. rumicis scutati (DC.) Wint. Auf *Rumex scutatus* bei Meiringen und im Horbistal bei Engelberg.

P. arenariae (Schum.) Wint. Auf *Moehringia viscosa* und *Stellaria nemorum* bei Grindelwald; auf *Melandryum silvestre* auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg, neue Nährpflanze für die Schweiz.

P. buxi DC. Auf *Buxus sempervirens* bei Lugano.

P. veronicarum DC. Auf *Veronica latifolia* bei Meiringen und Grindelwald.

P. valantiae Pers. Auf *Galium cruciata* bei Meiringen.

P. galii silvatici Otth. II und III auf *Galium silvaticum* in der Taubenlochschlucht bei Biel.

P. arrhenatheri (Kleb.) Eriksson. I (Aecidium graveolens Shuttl.) auf *Berberis vulgaris*, große Hexenbesen, im Saastal bis Saas-Grund und Saas-Fee, stellenweise häufig.

P. agrostis Plowr. I (Aecidium aquilegiae Pers.) auf *Aquilegia vulgaris* bei Meiringen; auf *A. alpina* auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg.

P. persistens Plowr. I (Aecidium thalictri foetidi P. Magn.) auf *Thalictrum foetidum* im Zmuttal bei Zermatt. — Fungi sel. 625.

P. agropyri Ell. et Ev. I (Aecidium clematidis [DC.] Schweinitz) auf *Clematis vitalba* und II und III auf *Agropyrum caninum* var. *glaucum* in der Taubenlochschlucht bei Biel. — Fungi sel. 477.

P. Baryana Thüm. f. sp. corcontica Bubák. Auf *Anemone alpina*, Rochers de Naye und Saas-Fee.

P. poarum Nielsen. I (Aecidium tussilaginis Gmelin) auf *Tussilago farfarus* bei Saas-Fee, Gletsch häufig und Grindelwald.

P. Baryi (Berk. et Br.) Winter. II auf *Brachypodium silvaticum* bei Magglingen und Meiringen.

P. festucae Plowr. I auf *Lonicera xylosteum* im Saastal mehrfach; auf *L. coerulea* bei Saas-Fee und auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg.

P. gibberosa Lagerh. II, III auf *Festuca silvatica* in der Taubenlochschlucht bei Biel; zweiter Fundort in der Schweiz.

P. Volkartiana Ed. Fischer. Auf *Androsace chamaejasme*, Brienzer Rothorn; zweiter Fundort in der Schweiz.

Aecidium ranunculacearum DC. Auf *Ranunculus montanus* bei Saas-Fee, auf der Riffelalp bei Zermatt, bei Gletsch, auf dem Brienzer Rothorn.

Aec. petasitidis Syd. Auf *Petasites albus* auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg; gehört wohl zu einer Puccinia auf *Poa*.

Aec. rumicum Pers. p. p. Auf *Rumex arifolius* im Surenental bei Engelberg; gehört zu Uromyces acetosae Schroet. oder U. borealis Liro.

Gymnosporangium sabinae (Dicks.) Wint. I (Roestelia cancellata [Jacq.] Rebent.) auf *Pirus communis*, Magglingen bei Biel.

G. confusum Plowr. I auf *Cotoneaster integerrima* bei Saas-Fee.

G. ariae-tremelloides Kleb. I (*Roestelia penicillata* Müller Fr.) auf *Sorbus aria*, Magglingen bei Biel.

G. juniperinum (L.) Fr. I (Roestelia cornuta [Gmelin] Fr.) auf *Sorbus aucuparia* bei Magglingen, Saas-Fee, Grindelwald und Engelberg.

Phragmidium disciflorum (Tode) James. Auf *Rosa canina* bei Grindelwald; auf *R. alba* der Gärten in Engelberg; auf *R. sp.* auf dem Chaumont im Jura.

Ph. fusiforme J. Schroet. Auf *Rosa pendulina* bei Magglingen, Saas-Grund, Grindelwald und Engelberg.

Ph. fragariastri (DC.) Schroet. Auf *Potentilla sterilis* bei Magglingen, Brienz und auf dem Monte Brè bei Lugano.

Ph. potentillae (Pers.) Karst. Auf *Potentilla villosa* bei Engelberg.

Ph. rubi idaei (Pers.) Karst. Auf *Rubus idaeus* bei Saas-Fee und Engelberg.

2. Endophyllaceae.

Endophyllum sempervivi (Alb. et Schw.) de By. Auf *Sempervivum montanum* und *S. arachnoideum* bei Saas-Fee, dort auch auf der Gletscheralp.

3. Cronartiaceae.

Chrysomyxa rhododendri (DC.) de By. I (Aecidium abietinum Alb. et Schw.) auf *Picea excelsa* bei Grindelwald und Engelberg; II auf *Rhododendron ferrugineum* bei Saas-Fee häufig, bei Gletsch und auf dem Brienzer Rothorn; auf *Rh. hirsutum* bei Grindelwald und auf dem Brienzer Rothorn.

Ch. abietis (Wallr.) Unger. III auf *Picea excelsa* bei Magglingen.

Ch. ramischiae Lagerh. Auf *Pirola secunda* bei Saas-Fee, Grindelwald und Engelberg.

Cronartium asclepiadeum (Willd.) Fr. Auf *Vincetoxicum officinale* im Horbistal bei Engelberg.

4. Coleosporiaceae.

Coleosporium campanulae (Pers.) Lév. Auf *Phyteuma spicatum*, Magglingen bei Biel; auf *Campanula trachelium* bei Biel, Magglingen, Meiringen, Brienz und Engelberg; auf *C. rotundifolia* bei Grindelwald; auf *C. Scheuchzeri* bei Gletsch.

C. cacaliae (DC.) Wagner. Auf *Adenostyles alpina* bei Grindelwald häufig und auf dem Brienzer Rothorn; auf *A. alliariae* bei Meiringen und Engelberg.

Ochropsora sorbi (Oud.) Dietel. I (Aecidium leucospermum DC.) auf *Anemone nemorosa* bei Lugano.

Melampsora tremulae Tul. II auf *Populus tremula* auf dem Chaumont und bei Glion; in der Nähe von *Larix*, daher wahrscheinlich zu M. laricis-tremulae Kleb. gehörig.

M. salicina Lév. II auf *Salix hastata* auf der Gletscheralp bei Saas-Fee, vielleicht M. laricis-reticulatae O. Schneider, am Fundort aber auch Caeoma saxifragae (Strauß) Wint. auf *Saxifraga aizoides;* II auf *Salix*

purpurea bei Grindelwald häufig, gehört wahrscheinlich zu M. laricis-epitea Kleb.; II auf *S. incana* bei Grindelwald, könnte zu M. euonymi-incanae O. Schneider gehören; II auf *S. caprea* bei Magglingen, Glion, Meiringen und Engelberg, wird M. laricis-capraearum Kleb. sein; II auf *S. grandifolia* bei Engelberg, wohl ebenfalls hierher gehörig.

M. alpina Juel. I auf *Saxifraga oppositifolia* auf der Gletscheralp bei Saas-Fee.

M. lini (Pers.) Desm. Auf *Linum catharticum* im Horbistal bei Engelberg.

M. helioscopiae (Pers.) Cast. Auf *Euphorbia cyparissias* bei Meiringen; auf *E. sp.* bei Magglingen, Biel und Engelberg.

Melampsoridium betulinum (Pers.) Kleb. II auf *Betula verrucosa* im Saastal in der Nähe von *Larix*; III desgl. auf dem Monte Brè bei Lugano.

Melampsorella caryophyllacearum Schroet. I (Aecidium elatinum Alb. et Sch.) auf *Abies alba* auf dem Chaumont im Jura.

P. epilobii (Pers.) Otth. II auf *Epilobium roseum* bei Grindelwald.

Uredinopsis filicina (Niessl) P. Magn. Auf *Aspidium phegopteris* bei Meiringen, Grindelwald und Engelberg.

Milesina blechni Syd. Auf *Blechnum spicant* bei Engelberg, wohl neu für die Schweiz.

Hyalopsora polypodii (Pers.) P. Magnus. Auf *Cystopteris fragilis* im Saastal, bei Meiringen und Grindelwald.

Caeoma saxifragarum (DC.) Schroeter p. p. Auf *Saxifraga moschata*, Rochers de Naye und Riffelalp bei Zermatt neben *Salix reticulata*, wahrscheinlich zu Melampsora reticulatae gehörend; auf *S. aizoides* auf der Gletscheralp bei Saas-Fee, ebenfalls in der Nähe von *Salix reticulata*.

C. ribis alpini (Pers.) Wint. Anf *Ribes alpinum* bei Magglingen und auf dem Chaumont im Jura.

Uredo alpestris Schroet. Auf *Viola biflora* im Saastal und bei Grindelwald.

Auriculariales.

Herpobasidium filicinum (Rostr.) Lind. Auf *Aspidium filix mas*, Magglingen bei Biel. — Fungi sel. 332b. Wohl neu für die Schweiz.

Tremellineae.

Exidia glandulosa (Bull.) Fr. An dürren Ästen von *Alnus incana* bei Grindelwald.

Exobasidiineae.

Exobasidium Warmingii Rostr. Auf *Saxifraga aspera* bei Saas-Fee und Gletsch. — Fungi sel. 440.

E. rhododendri (Fuckel) Cramer. Auf *Rhododendron ferrugineum* bei Saas-Fee, Gletsch und Grindelwald; auf *Rh. hirsutum* bei Grindelwald.

E. vaccinii (Fuckel) Woronin. Auf *Vaccinium vitis idaea* bei Saas-Fee und Grindelwald; auf *V. uliginosum* bei Saas-Fee.

Hymenomycetineae.

Corticium serum Pers. An alten Stämmen von *Sambucus nigra* bei Lugano.

Vuilleminia comedens (Nees) Maire. An dürren Zweigen von *Castanea sativa* bei Lugano.

Peniogloeocystidium incarnatum (Pers.) v. Höhn. Auf dürren Stengeln von *Clematis vitalba* bei Lugano; an *Alnus alnobetula* bei Engelberg.

Lomatina cruenta (Pers.) Karst. Auf dürren Zweigen von *Salix grandifolia* am Eingang ins Surenental bei Engelberg.

Mohortia Carestiana (Bres.) v. Höhn. Parasitisch auf *Chionaspis salicis* (L.) Sign. an *Salix nigricans* bei Grindelwald. — Fungi sel. 486. Vgl. auch v. Höhnel, Fragm. z. Mykol. XIII, p. 66 d. Sep. Neu für die Schweiz.

Cyphella alboviolascens (Alb. et Schw.) Karst. Auf dürren Zweigen von *Syringa vulgaris* bei Meiringen.

Clavaria flava Schaeff. Unter Fichten bei Engelberg.

Cl. contorta Holmsk. Auf abgefallenen Zweigen von *Alnus alnobetula* mit Übergängen zu Cl. ardenia (Sow.) Schroet. Auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg.

Phaeodon imbricatus (L.) Schroet. Unter Fichten bei Engelberg.

Fomes annosus Fr. An Tannenstümpfen bei Magglingen.

Polystictus hirsutus (Schrad.) Fr. An *Alnus incana* bei Grindelwald.

Daedalea unicolor (Bull.) Fr. An *Acer pseudoplatanus* bei Grindelwald.

Lenzites sepiaria (Wulf.) Fr. An Lattenzäunen aus Fichtenholz bei Grindelwald und Engelberg.

L. abietina (Bull.) Fr. Desgleichen bei Grindelwald.

Cantharellus cibarius Fr. Unter Fichten bei Engelberg.

Paxillus involutus (Batsch) Fr. Unter Grauerlen bei Grindelwald.

Mycena galericulata (Scop.) Quél. An *Alnus incana* bei Grindelwald.

Lycoperdineae.

Bovista nigrescens Pers. Auf der Erde zwischen Gras, Pilatus und Alp Herrenrüti bei Engelberg. Die Sporen sind bei dem vorliegenden Pilz nicht glatt, sondern rauh und bis zu 7 μ groß.

Fungi imperfecti.

1. Sphaeropsidales.

Phyllosticta aspleni Jaap n. sp. Auf lebenden Blättern von *Asplenum ruta muraria* bei Lugano, 16. 4. 1913.

Beschreibung: Fruchtkörper gesellig und ziemlich dichtstehend auf bräunlich verfärbten Fiederabschnitten der Blätter, oft den ganzen Blattabschnitt einnehmend, oberseits hervorbrechend, schwarz, punktförmig klein, kugelförmig, 50—100 μ breit, aus schwarzbraunem, parenchymatischem Gewebe mit großer, rundlicher Mündung; Sporen ellipsoidisch oder läng-

lich, 5—7 μ lang und 2,5—4 μ dick, ohne deutliche Träger, mit zwei kleinen, polaren Ölkörpern, einzellig, farblos.

Ph. botrychii (Jacz.) Jaap n. var. **helvetica** Jaap. In bräunlichen Flecken lebender Blätter von *Botrychium lunaria*, auf der Gletscheralp bei Saas-Fee und auf der Riffelalp bei Zermatt. Abweichend von Phoma botrychii Jacz. auf *Botrychium matricariae* durch kleinere Fruchtkörper, die nur 75—100 μ groß sind und durch größere Sporen, die 3—6 × 1 μ messen. Auch der beim Simplonhospiz im Jahre 1905 von mir gesammelte Pilz gehört zu dieser Varietät. Wegen der Fleckenbildung auf den noch lebenden Blattabschnitten reihe ich auch diese Form bei *Phyllosticta* ein.

Ph. acetosae Sacc. Auf lebenden Blättern von *Rumex arifolius* in Gesellschaft von Aecidium im Surenental bei Engelberg; wohl eine neue Nährpflanze.

Phoma Beckhausii Cooke. Auf dürren Zweigen von *Viburnum tantana* auf dem Monte S. Salvatore bei Lugano. — Sporen etwas kleiner, 5—8 × 2—3 μ groß, aber von den vielen auf *Viburnum* beschriebenen Formen wohl am besten hier unterzubringen.

Ph. sagittalis Jaap. Auf dürren Stengeln von *Cytisus sagittalis*, auf dem Chaumont im Jura.

Phoma cirsiicola Jaap. n. sp. Auf faulenden, vorjährigen Stengeln von *Cirsium spinosissimum* bei Saas-Fee, 21. 7. 1910.

Beschreibung: Fruchtkörper gesellig, unter der Epidermis, später hervorbrechend, schwarz, ziemlich groß, 0,3—0,5 mm im Durchmesser, kugelförmig mit vorgezogener Mündung, später eingedrückt, fast napfförmig, aus schwarzbraunem, dickem, sklerotialem Gewebe; Sporen die Fruchtkörper ganz ausfüllend, ohne deutliche Träger, länglich, abgerundet, 3—4 μ lang und 1—1,5 μ dick, mit 2 kleinen Ölkörpern an den Enden.

Phoma cirsii Syd. ist durch viel größere Sporen verschieden.

Asteroma bartschiae Rostr. (Placosphaeria). Auf *Bartschia alpina*, Gletscheralp bei Saas-Fee, Brienzer Rothorn, Pilatus, Alp Herrenrüti bei Engelberg.

A. pedicularis (DC.) Jaap. (Xyloma DC., Fl. fr. V, p. 153). Auf *Pedicularis sp.* bei Gletsch und auf der Riffelalp bei Zermatt. Sporen länglich bis kurz zylindrisch, mit 2 polaren Ölkörpern, 5—7 μ lang und 1,5—2 μ dick, einzellig, farblos; Träger bis zu 25 μ lang und 2 μ dick, am Grunde verzweigt, farblos. — Der vorstehenden Art nahe verwandt, abweichend besonders durch längere Sporen und Träger.

A. alni Allesch. Siehe bei Gnomoniella alni Karst.

Cytospora diatrypa Sacc. Auf dürren Zweigen von *Alnus viridis* bei Engelberg, gehört zu Valsa diatrypa Fr., wohl eine neue Nährpflanze. Sporen 4—6 × 1—1,5 μ groß auf 15—20 μ langen Trägern.

Coniothyrium hellebori Cooke et Mass. Auf *Helleborus niger*, Monte S. Salvatore bei Lugano.

C. concentricum (Desm.) Sacc. Auf *Yucca sp.* in einem Garten in Lugano.

C. sphaerospermum Fuckel. Auf *Cytisus sagittalis* mit Phoma sagittalis Jaap. auf dem Chaumont im Jura.

Ascochyta aquilegiae (Rabenh.) v. Höhnel. Auf *Aquilegia vulgaris* bei Engelberg.

A. asclepiadearum Trev. Auf *Vincetoxicum officinale* bei Meiringen und im Horbistal bei Engelberg. — Die Sporen sind 5—10 ≈ 2—3 μ groß, zuerst ein-, dann zweizellig, länglich bis kurz zylindrisch, ohne oder mit Ölkörpern. Phyllosticta asclepiadearum dürfte ein Jugendzustand derselben Art sein. Bei dem Material von Engelberg kommt der Pilz in Gesellschaft von Septoria vincetoxici oft auf denselben Blättern vor.

Actinonema podagrariae Allesch. Auf *Aegopodium podagraria* bei Magglingen und Engelberg, ein steriler Pilz.

Stagonospora compta (Sacc.) Died. (Septoria). Auf *Trifolium repens* bei Engelberg (Phleospora trifolii Cavara). Die Sporen fand ich 15—17 ≈ 3,5 μ groß und zweizellig.

Septoria elymi europaei Jaap. Auf *Elymus europaeus* bei Magglingen.

S. humuli West. Auf *Humulus lupulus* bei Grindelwald.

S. polygonorum Desm. Auf *Polygonum hydropiper*, Magglingen bei Biel.

S. stellariae Rob. et Desm. Auf *Stellaria media*. Ebendort.

S. berberidis Nießl. Auf *Berberis vulgaris*. Desgleichen.

S. chelidonii Desm. Auf *Chelidonium majus*. Ebenso.

S. ribis Desm. Siehe bei Mycosphaerella grossulariae.

? S. orthospora Lev. Auf dürren Blättern von *Ilex aquifolium* bei Lugano. — Sporen 25—35 ≈ 1,5 μ groß. — Die von *Ilex* angegebenen Septoria-Formen sind unvollständig beschrieben, weshalb eine Vergleichung ohne authentisches Material ausgeschlossen ist.

S. heterochroa Desm. Auf *Malva neglecta* bei Engelberg. Sporen bis zu 42 ≈ 1,5 μ groß, septiert.

S. piricola Desm. Siehe bei Mycosphaerella sentina.

S. fragariae Desm. Auf *Fragaria vesca* bei Magglingen.

S. orobicola Sacc. Auf *Lathyrus vernus* bei Magglingen und auf dem Chaumont im Jura.

S. chamaenerii Pass. Auf *Epilobium montanum* bei Magglingen. Abweichend besonders durch dünnere Sporen. Flecken zahlreich auf einem Blatt, rundlich oder elliptisch, klein, 1—2 mm breit, dunkel umrandet; Sporen 25 ≈ 1 μ groß.

S. podagrariae Lasch. Siehe bei Mycosphaerella aegopodii.

Septoria primulae latifoliae Jaap n. sp. Auf lebenden und absterbenden Blättern von *Primula latifolia* auf dem Pilatus, 8. 8. 1910.

Beschreibung: Flecken grau, nicht umrandet, rundlich oder länglich, 0,5—1 cm groß; Fruchtkörper auf beiden Blattseiten hervor-

brechend, sehr zahlreich, schwärzlich punktförmig, klein, flach kugelförmig, 75—100 μ breit, aus gelblichem, lockerem parenchymatischem Gewebe mit etwas dunklerer Mündung; Sporen fadenförmig, gerade oder nur wenig gekrümmt, 15—28 μ lang und 0,8—1,2 μ dick, septiert; Träger undeutlich.

Septoria primulae Bucknall hat viel größere, S. primulicola Rostr. kleinere Sporen; beide bilden braun umrandete Flecken.

S. microsora Speg. Auf *Gentiana nivalis* bei Gletsch, Fungi sel. 489. — S. rhaphidospora Mass. dürfte identisch sein.

S. Holubyi Bäuml. Auf *Vinca minor* bei Lugano. Sporen 35—50 × 1—1,5 μ groß.

S. vincetoxici (Schub.) Auersw. Auf *Vincetoxicum officinale* bei Magglingen und im Horbistal bei Engelberg. Sporen bis 45 μ lang und deutlich septiert.

S. verbenae Rob. et Desm. Auf *Verbena officinalis* bei Brienz.

S. stachydis Rob. et Desm. Auf *Stachys silvaticus* bei Magglingen, Meiringen und Engelberg.

S. valerianae Sacc. et Fautr. Auf *Valeriana officinalis* bei Engelberg.

S. scabiosicola (DC.) Desm. Auf *Knautia silvatica* bei Magglingen und Grindelwald.

S. virgaureae Desm. Auf *Solidago virgaurea* in der Taubenlochschlucht bei Biel. Sporen bis 85 μ lang und mit vielen Septen.

S. senecionis Westend. Auf *Senecio Fuchsii* bei Magglingen.

Phloeospora trollii (Sacc. et Wint.) Jaap. Auf *Trollius europaeus* bei Meiringen, Grindelwald und Engelberg. — Hierher gehört auch der von mir im Jahre 1905 bei Zermatt und auf der Schynigen Platte gesammelte und als Ramularia trollii (Jacz.) Lindr. veröffentlichte Pilz. Vgl. Ann. myc. 1908, p. 221.

Leptothyrium periclymeni (Desm.) Sacc. Auf lebenden Blättern von *Lonicera xylosteum* in der Taubenlochschlucht bei Biel.

L. alpestre Sacc. Auf dürren Stengeln von *Mulgedium alpinum*, Alp Herrenrüti bei Engelberg.

Kabatia mirabilis Bubák. Auf lebenden Blättern von *Lonicera nigra* bei Saas-Grund.

K. latemarensis Bubák. Auf *Lonicera coerulea* in der Feekinn bei Saas-Fee und bei Grindelwald.

Heteropatella umbilicata (Pers.) Jaap. Auf alten Stengeln von *Gentiana purpurea* auf dem Pilatus.

2. Melanconiales.

Gloeosporium alneum (Pers.) Jaap (Leptothyrium). Siehe bei Gnomoniella tubiformis.

G. umbrinellum Berk. et Br. Auf lebenden Blättern von *Quercus sessiliflora* bei Magglingen, abweichend durch größere Flecken, vielleicht spezifisch verschieden.

G. ribis (Lib.) Mont. et Desm. Siehe bei Drepanopeziza ribis.

G. nervisequum (Fuckel) Sacc. Siehe bei Gnomonia veneta.

G. tiliae Oudem. Auf *Tilia cordata* bei Magglingen.

G. myrtilli Allesch. Auf *Vaccinium myrtillus* bei Engelberg.

Marssonina juglandis (Lib.) P. Magn. Siehe bei Gnomonia leptostyla.

M. veratri (Allesch.) Jaap (Fusoma ver. Allescher). In grauen, dunkel umrandeten Blattflecken auf *Veratrum album* bei Saas-Fee. — Die ein- bis dreizelligen, sichelförmig gebogenen Sporen sind 20—25 μ lang und 3—4 μ groß, Sporenträger bis zu 25 μ lang und 3—4 μ dick. Allescher hat den Pilz nicht richtig beschrieben. Prof. von Höhnel bestätigte meine Bestimmung und teilte mir brieflich mit, daß auch Marssonia veratri Ell. et Ev. mit unserm Pilz identisch ist.

Septogloeum ulmi (Wallr.) v. Keißl. (Phloeospora). Siehe bei Mycosphaerella ulmi.

Coryneum pulvinatum Kze. et Schm. Auf abgefallenen Ästen von *Tilia cordata* bei Lugano. — Sporen 4—8-zellig, öfter einzelne Zellen mit Längswand, bis 70 μ lang. C. disciforme dürfte hiervon kaum verschieden sein.

Cylindrosporium padi Karst. Auf lebenden Blättern von *Prunus padus* bei Engelberg. Gehört nach meinen Beobachtungen zu Pseudopezia Jaapii Rehm.

C. heraclei (Desm.) v. Höhn. Auf *Heracleum sphondylium*, auf dem Chaumont.

3. Hyphomyceten.

Cephalosporium acremonium Corda. Zwischen den Konidienrasen von Ramularia auf *Ajuga pyramidalis* (nicht *Tozzia*, wie versehentlich berichtet worden ist) bei Wengern-Scheidegg, schon 1905 von mir gesammelt.

Ovularia obliqua (Cooke) Oudem. Auf *Rumex obtusifolius* bei Magglingen und Grindelwald, hier häufig; auf *R. crispus* auf dem Chaumont; auf *R. alpinus* bei Saas-Fee.

O. stellariae (Rabenh.) Sacc. Auf *Stellaria nemorum* bei Engelberg und Gletsch.

O. haplospora (Speg.) P. Magn. Auf *Alchimilla pratensis* auf dem Chaumont, den Rochers de Naye bei Montreux, bei Saas-Fee, Meiringen, Grindelwald und Engelberg.

O. alpina Mass. Auf *Alchimilla Hoppeana*, Rochers de Naye, Saas-Fee, Meiringen, Grindelwald und Engelberg.

O. bulbigera (Fuckel) Sacc. Auf *Sanguisorba minor* bei Biel, auf dem Chaumont, bei Grindelwald und Engelberg.

O. primulana Karst. Auf *Primula officinalis*, Chaumont, Grindelwald und Engelberg.

O. carneola Sacc. Auf *Scrophularia nodosa* bei Engelberg.

O. bartschiae (Johans.) Rostr. Auf *Bartschia alpina*, auf der Gletscheralp bei Saas-Fee, Alp Herrenrüti bei Engelberg.

O. virgaureae (Thüm.) Sacc. Auf *Solidago virgaurea* bei Maggl[illegible]gen.

Botrytis cinerea Pers. Auf faulenden Stengeln von *Sa[illegible]ga aizoides* bei Grindelwald.

B. latebricola Jaap. Auf faulendem Holz bei Lugano.

Didymaria didyma (Ung.) Schroet. Auf *Ranunculus repens* bei Engelberg.

D. ranunculi montani (Massal.) P. Magn. Auf *Ranunculus montanus* bei Gletsch, Grindelwald und im Surenental bei Engelberg.

D. linariae Passer. Auf *Linaria alpina* im Horbistal bei Engelberg — Fungi sel. 493. Neue Nährpflanze und wohl neu für die Schweiz.

Ramularia aspleni Jaap in Verh. Bot. Ver. Brandenb. 1915 [illegible]24. Auf *Asplenum ruta muraria* bei Lugano, 16. 4. 1913. — Fungi sel. 672 (1914).

R. botrychii Lindr. Auf *Botrychium lunaria* bei Gletsch; jugendlich. Konidien nur 10 ⩽ 2,5 μ groß.

R. ranunculi Peck. Auf *Ranunculus acer* bei Grindelwald und Brienz; auf *R. lanuginosus* bei Engelberg.

R. delphinii Jaap. Auf *Delphinium elatum*, Alp Herrenrüti bei Engelberg, 15. 8. 1910. — Fungi sel. 447.

R. spiraeae arunci (Sacc.) Allesch. Auf *Arioneus silvester* [illegible]n der Taubenlochschlucht bei Biel, bei Meiringen und Engelberg.

R. parietariae Passer. Auf *Mercurialis perennis* bei Lugano.

R. arvensis Sacc. Auf *Potentilla anserina* (R. anserinae Allesch.) bei Grindelwald.

R. Winteri Thüm. Auf *Ononis spinosa* bei Meiringen.

R. Schulzeri Bäuml. Auf *Lotus corniculatus* bei Meiringen.

R. geranii (Westend.) Fuckel. Auf *Geranium silvaticum* (R. geranii silvatici Lindr.) auf dem Chaumont bei Neuchâtel, bei Glion, Saas-Fee, Grindelwald und Engelberg.

R. lactea (Desm.) Sacc. Auf *Viola silvestris* bei Grindelwald.

R. punctiformis (Schlechtend.) v. Höhn. Auf *Epilobium angustifolium* bei Magglingen und Grindelwald; auf *E. montanum* bei Grindelwald und Engelberg; auf *E. collinum* bei Saas-Grund.

R. oreophila Sacc. Auf *Astrantia major*, Mont de Caux bei Montreux.

R. heraclei (Oudem.) Sacc. Auf *Heracleum sphondylium* bei Magglingen und Grindelwald.

R. rhaetica (Sacc. et Wint.) Jaap. (Cercosporella). Auf *Peucedanum ostruthium* bei Saas-Fee. - Fungi sel. 598. Hierher gehört auch

Ramularia imperatoriae Lindau, im Jahre 1905 bei Simpeln von mir gesammelt. Vgl. Verh. Bot. Ver. Brandenb. 1914, p. 92.

R. evanida (Kühn) Sacc. Auf *Gentiana asclepiadea* bei Engelberg.

R. ajugae (Niessl) Sacc. Auf *Ajuga genevensis*, auf dem Chaumont im Jura; auf *A. pyramidalis* bei Wengern-Scheidegg und Göschenen 1905 von mir gesammelt und als R. tozziae Lindau beschrieben ist derselbe Pilz.

R. atropae Allesch. Auf *Atropa belladonna* bei Magglingen.

R. obdueens Thüm. Auf *Pedicularis sp.* bei Saas-Fee; auf *P. foliosa* auf dem Mont de Caux bei Glion; auf *P. recutita* auf dem Pilatus.

R. plantaginis Ell. et Mart. Auf *Plantago major* bei Magglingen.

R. plantaginea Sacc. et Berl. Auf *Plantago lanceolata* bei Magglingen.

R. sambucina Sacc. Auf *Sambucus racemosa* bei Grindelwald und Engelberg.

Ramularia scabiosae Jaap. n. sp. Auf lebenden Blättern von *Scabiosa lucida* auf dem Pilatus, 8. 8. 1910.

Beschreibung: Flecken zahlreich, groß, länglich, gelblich weiß, in der Regel dunkelbraun umrandet, auf beiden Blattseiten sichtbar, 3—5 mm lang und 2—3 mm breit; Konidienrasen auf beiden Blattseiten, besonders aber auf der Oberseite hervorbrechend, gelblich weiß; Konidienträger aufrecht, gebogen, knotig, bis zu 35 µ lang und 4—5 µ dick; Konidien länglich bis zylindrisch, ein- oder zweizellig, 10—18 µ lang und 3,5—5 µ dick.

Von R. bosniaca Bubák auf *Scabiosa columbaria* ist der Pilz durch andere Fleckenbildung, kleinere Konidien und Träger völlig verschieden. Auch im Juli 1907 am Aufstieg zur Tschechischen Hütte in den Karawanken bei etwa 1450 m auf derselben Nährpflanze von mir gesammelt und damals als Varietät von R. Knautiae (Mass.) Bubák behandelt.

R. macrospora Fres. var. campanulae trachelii Sacc. Auf *Campanula trachelium* auf dem Chaumont im Jura und bei Grindelwald.

R. phyteumatis Sacc. et Wint. Auf *Phyteuma orbiculare* bei Grindelwald.

R. filaris Fres. Auf *Senecio Fuchsii* bei Engelberg mehrfach; auf *S. doronicum* auf der Gletscheralp bei Saas-Fee häufig, in der Gornerschlucht bei Zermatt und auf dem Pilatus; auf *Adenostyles alpina* bei Engelberg und auf dem Pilatus.

R. cirsii Allescher. Auf *Cirsium arvense* bei Biel.

R. lampsanae (Desm.) Sacc. Auf *Lampsana communis* bei Magglingen und Glion.

R. picridis Fautr. et Roum. Auf *Picris hieracioides* bei Magglingen und Grindelwald.

R. helvetica Jaap et Lindau. Auf *Hieracium albidum* auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg, zweiter Fundort in der Schweiz.

R. hieracii (Bäuml.) Jaap. Auf *Hieracium silvaticum* in der Taubenlochschlucht bei Biel.

R. taraxaci Karst. Auf *Taraxacum officinale* bei Saas-Fee häufig und bei Grindelwald.

R. prenanthis Jaap in Allg. Bot. Zeitschr. 1906, p. 125. Auf *Prenanthes purpurea* auf dem Chaumont im Jura und bei Engelberg. Sporen bis 20 × 5 μ groß, zweizellig.

Septocylindrium aspidii Bres. Auf *Aspidium spinulosum*, auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg.

Cercosporella oxyriae Rostr. Auf *Oxyria digyna* bei Gletsch und auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg. — Fungi sel. 497.

C. veratri Peck. Auf *Veratrum album* bei Gletsch.

C. Magnusiana Allesch. Auf *Geranium silvaticum* auf dem Chaumont, bei Saas-Fee und Grindelwald.

C. septorioides Sacc. Auf *Adenostyles alliariae* bei Gletsch. — Fungi sel. 498. — Die Konidien sind bei vorliegendem Material bis zu 110 μ lang. Auf älteren Blättern finden sich bereits jugendliche Perithezien vor, die einer Mycosphaerella anzugehören scheinen.

C. achilleae Jaap. Auf *Achillea macrophylla* bei Gletsch und im Surenental bei Engelberg.

C. hieracii Jaap. Auf *Hieracium prenanthoides* bei Saas-Fee, Gletsch und Engelberg. — Fungi sel. 446.

Torula rhododendri Kze. Siehe bei Antennularia rhododendri.

Gyroceras resinae Jaap n. sp. Auf altem Harz an *Picea excelsa*, auf dem Chaumont im Jura, 17. 7. 1910.

Beschreibung: Rasen ausgedehnt, das Substrat ganz überziehend, wollig, schwarz; sterile Hyphen sehr lang, niederliegend bis aufsteigend, schmutzig braun oder gelbgrünlich schwarz, septiert, 7—8 μ dick, Septen 15—22 μ voneinander entfernt; Konidienketten an Seitenästen entstehend, aufrecht, gerade, an den Enden umgebogen, 80—90 μ lang und 10—12 μ dick, aus 10—12 fast würfelförmigen, gelbgrünlich schwarzen Konidien bestehend.

Arthrinium bicorne Rostr. Auf *Juncus Jacquini* von der Furkastraße, ausgegeben in Fungi sel. unter n. 499.

Passalora alnobetulae Jaap. Auf lebenden Blättern von *Alnus alnobetula* auf der Alp Herrenrüti bei Engelberg.

Fusicladium Schnablianum Allesch. Auf *Cirsium spinosissimum* an der Furkastraße zwischen Paßhöhe und Tiefenbach häufig, in der Gornerschlucht bei Zermatt und auf dem Pilatus; auf *Carduus defloratus* auf dem Pilatus.

F. fraxini Aderh. Auf *Fraxinus excelsior* bei Biel.

F. depressum (Berk. et Br.) Sacc. Auf *Peucedanum ostruthium* bei Gletsch und in der Gornerschlucht bei Zermatt.

F. aronici (Fuckel) Sacc. Siehe bei Mycosphaerella aronici.

F. dendriticum (Wallr.) Fuckel. Siehe bei Venturia inaequalis.

Cladosporium soldanellae Jaap. Auf abgestorbenen Blättern von *Soldanella alpina* auf der Gletscheralp bei Saas-Fee, auf der Riffelalp bei Zermatt und im Surenental bei Engelberg. Auch bei diesem Material beobachtete ich im Blattgewebe unter den Konidienrasen wieder die beginnende Perithezienbildung eines Ascomyceten. Vgl. auch Ann. myc. 1908, p. 217. Die Konidien sind glatt oder etwas rauh.

Cl. aecidiicola Thüm. Auf *Uromyces striolatus* an *Euphorbia cyparissias* bei Saas-Fee.

Cl. exoasci Ell. et Barth. Auf *Exoascus Rostrupianus* an *Prunus spinosa* bei Magglingen.

Polythrincium trifolii Kze. Auf *Trifolium repens* bei Brienz und Grindelwald.

Clasterosporium amygdalearum (Pass.) Sacc. Auf *Prunus avium* bei Magglingen, sehr häufig und schädlich auftretend, bei Grindelwald; auf *P. spinosa* bei Magglingen.

Cercospora hippocrepidis Jaap. Auf *Hippocrepis comosa* bei Grindelwald und im Horbistal bei Engelberg. — Fungi sel. 449.

C. Bellynckii (West.) Sacc. Auf *Vincetoxicum officinale* im Horbistal bei Engelberg. — Fungi sel. 500.

C. zebrina Passer. Auf *Trifolium medium* bei Grindelwald.

C. tiliae Peck. Auf *Tilia cordata* und *T. platyphyllos* bei Magglingen.

Dendrostilbella baeomycoides (Massal.) Lindau. Auf Harz an *Picea excelsa* bei Engelberg.

Tuberculina persicina Ditm. Auf dem Aecidium von *Puccinia prenanthis purpureae*, auf dem Chaumont im Jura; auf dem Aecidium von *Clematis vitalba* in der Taubenlochschlucht bei Biel; auf *Puccinia vincae* an *Vinca minor* bei Lugano.

Tubercularia vulgaris Tode. Siehe bei Nectria cinnabarina.

Exosporium tiliae Link. Auf dürren Zweigen von *Tilia cordata* bei Meiringen.

Sterile Myzelien.

Sclerotium alpinum Jaap n. sp. Auf faulenden Stengeln von *Cirsium spinosissimum* auf der Furka, 30. 7. 1910.

Beschreibung: Sklerotien zuerst angewachsen, später frei, länglich-spindelförmig, zuweilen etwas flach gedrückt, 5—8 mm lang und 2—3 mm dick, zuerst gelblich, später bräunlich, trocken gefurcht und runzelig. In Gesellschaft fand sich Didymium Wilczekii Meylan, dessen Sklerotienform es aber wohl kaum sein kann, vor.

Sc. semen Tode. Ebendort und auf dem Pilatus.

Sc. rhinanthi P. Magnus. Auf *Alectorolophus minor* bei Grindelwald, gehört wahrscheinlich zu Scleroderris rhinanthi (Sommerf.) Rehm.

Die Gattung Parodiella.

Von F. Theißen S. J. und H. Sydow.

Die Gattung *Parodiella* wurde von Spegazzini 1880 in den „Fungi Argentini" I p. 178 auf *Dothidea perisporioides* Berk. et Curtis gegründet und wie folgt gekennzeichnet: „Perithecia superficialia, globosa, astoma, atra, basi foliis adnata. Asci cylindraceo-clavati, octospori, typice paraphysati. Sporidia didyma, obscure fuliginea."

Danach wäre die Gattung eine Perisporiee. Saccardo (Syll. F. I. p. 717) stellte sie anfangs zu den *Sphaeriaceae*, später (Syll. F. IX) zu den *Perisporieae*, wo sie auch nach der allgemeinen Auffassung verblieb. Erst Theißen teilte 1916 in den „Mykol. Abhandlungen" (Verhandl. zool. bot. Ges., Wien, p. 306) mit, daß *Parodiella* gemäß ihrer mit *Botryosphaeria* übereinstimmenden Ascogenese eine Pseudosphaeriee sei. Es war mithin von vornherein anzunehmen, daß ein größerer Teil der später zu *Parodiella* gestellten Arten nicht zu ihr gehören würden und einer kritischen Nachprüfung bedürften.

Maßgebend für die Beurteilung der Gattung ist jedenfalls dasjenige Exemplar von *Dothidea perisporioides*, welches Spegazzini seiner neuen Gattung zugrunde legte, ob dasselbe mit dem Typus der Art *perisporioides* übereinstimmt oder nicht. Tatsächlich hat sich herausgestellt, daß beide Typen — Gattungstyp und Arttyp — spezifisch verschieden sind, zum Glück jedoch nur spezifisch, so daß der Gattungscharakter gegen jede theoretisch-nomenklatorische Zweifel gesichert ist.

Als Typ der Gattung ist das Spegazzini'sche Material auf *Rhynchosia senna* aus dem Bagnado S. José de Flores anzusehen, welches in dessen „Decades Mycol. Argentinae" no. 40 ausgegeben wurde.

Die Fruchtkörper sitzen scheinbar oberflächlich dem Blatte auf, wie einzelne kugelige Perithezien, außen schwarz, warzig, am Scheitel oft mit einer kleinen Papille versehen; in Wirklichkeit sind sie unterhalb mit geradliniger Basis (also etwas gestielt) der Epidermisaußenwand aufgewachsen, ohne tiefer einzudringen oder über den Fuß hinaus seitlich Stroma zu entwickeln. Auch freies Myzel fehlt völlig.

Der Bau des Fruchtkörpers entspricht vollkommen dem der *Botryosphaeria* (vgl. Ann. myc. 1916 p. 297); jedes der sog. Perithezien ist also ein Stroma, in welchem monaske Lokuli angelegt werden. Der Unter-

schied gegenüber *Botryosphaeria* besteht — abgesehen von den Sporen — lediglich in der oberflächlichen Lage und dem Mangel eines gemeinsamen Basalstromas. *Parodiella* und *Epiphyma* unterscheiden sich nur durch die Sporen.

Die nähere Beschreibung des Spegazzini'schen Typs vgl. unter *Parodiella Spegazzinii* Th. et Syd., wie wir die Art zum Unterschied von der echten *perisporioides* B. et Curt. nennen.

Parodiella Speg. emend. Theiß.

F. Argent. I (1880) p. 178; Sacc. Syll. F. I p. 717.

Theißen in Ann. myc. XIV p. 402.

„*Stromata perithecioidea, superficialia, centro basali affixa epidermidique innata, parenchymatice pluristratosa, apice demum irregulariter rupta, nucleo pyrenoideo. Asci clavati, singuli in singulis loculis, maturi hyphis tantum paraphysoideis stromaticis ab invicem separati, aparaphysati. Sporae brunneae bicellulares.*"

Soweit bisher bekannt, rein phyllogene Pilze, und zwar eigentümlicherweise mit einer Ausnahme nur epiphyll wachsend, an den Blattnerven entlang Reihen bildend. Die figürliche Ausbildung dieser Reihen ist eine sehr mannigfaltige und gibt den einzelnen Formen ein bestimmtes Gepräge (vgl. die einzelnen Arten).

Bezüglich der geographischen Verbreitung kann nur bemerkt werden, daß sowohl die Gattung, wie die Hauptarten einen stark kosmopolitischen Charakter aufweisen. Die bisherige Kollektiv-Art *perisporioides = grammodes* muß zwar aufgespalten werden, aber auch die so entstehenden Einzelarten sind in nicht unterscheidbaren Formen auf Nord- und Südamerika, Afrika, Indien und Philippinen verteilt.

I. Echte Arten.

1. P. perisporioides (Berk. et Curt.) Speg. l. cit.

Syn.: *Dothidea perisporioides* B. et C. in „Notices of North American Fungi" no. 880 (Grevillea IV, 1876, p. 103).
Dothidea seminata Berk. et Rav. — Grevillea IV, 1876, p. 104.
Stigmatea seminata (B. et R.) Sacc. — Syll. F. I p. 543.
Dimerium grammodes Garman — Mycologia VII, 1915, p. 335 (ex p.).

Die Originalbeschreibung lautet: „Superficialis, reticulata, nigra; ascis clavatis; sporidiis uniseptatis medio constrictis. — On leaves of *Rhyncosia monophylla*, Car. Inf. no. 1263. On *Indigofera caroliniensis* no. 1289 Ravenel. — Forming a net work on the upper surface of the leaves; asci clavate; sporidia biseriate, oblong, uniseptate, constricted at the septum, obtuse or slightly pointed at either end, 0012 long."

Im Juni-Heft 1885 der Grevillea XIII p. 106 führt Cooke die Gattung *Parodiella* in seiner „Synopsis Pyrenomycetum" mit folgender Einteilung auf:

a) Sporidia uniseptata, hyalina:
1374. *simillima* B. et C.

b) Sporidia uniseptata, fusca:
1375. *grammodes* Kze = *perisporioides* B. = *seminata* B. et R.

c) Sporidia ignota:
1376. *zeinam* Ber. Act. Milan. 1844 = *cotini* Ces. Herb. Myc. II 566.
1377. *melioloides* B. et Br.

Diese ganze Einteilung reduziert sich auf die eine Art *perisporioides*: *simillima* und *melioloides* gehören nicht zur Gattung; *zeinam* scheint eine ganz verschollene Form zu sein, die höchst wahrscheinlich mit einer der auf *Rhus* vorkommenden *Botryosphaeria*-Arten identisch ist.

Die Gleichung *grammodes* = *perisporioides* wurde bisher allgemein angenommen, beruht aber auf einem Irrtum Cooke's; *seminata* dagegen ist wirklich artgleich.

Schon vor Kriegsausbruch erhielten wir aus Kew für die Bearbeitung der *Dothideales* drei Kollektionen unter dem Titel *Phyllachora perisporioides*, von welchen jedoch keine den Typ der Art darstellt; späterhin war Kew unzugänglich. Dafür entdeckte aber Sydow im Kgl. Museum zu Berlin an versteckter Stelle ein Exemplar, welches betitelt war: „*Sphaeria perisporioides* Berk. et Curt. — ad folia *Rhynchosiae*: M. Curtis; Caroline du sud" (alte verblichene Etikette); es ist zweifellos ein Tauschstück der Originalaufsammlung, deckt sich auch ganz mit Berkeley's Beschreibung.

Das ziemlich derbe, oben braunwelke Blatt ist durch die rinnenförmig eingesunkenen Linien der Nervatur wellig gefeldert; diesen Rinnen folgend bilden die Fruchtkörper netzig verbundene, gerade oder gebogene Reihen; sie liegen meist in einer einfachen Reihe hintereinander, sich berührend oder wenig entfernt, zuweilen auch zu zweien fest zusammen. Im Lupenbild erscheinen sie als feinwarzige, mattschwarze Kugeln von 220—260 μ Durchmesser mit ebener, fast glatter Oberfläche; am Scheitel ist oft eine feine Papille bemerkbar, bei älteren Gehäusen jedoch sternförmige Risse oder eine faltige Einbuchtung oder eine breitere Öffnung. Myzel fehlt völlig.

Basal sitzen sie je einzeln für sich der Außenwand der Epidermis auf, ohne sonstige Stromaentwicklung. Es sind keine Perithezien, sondern massiv-parenchymatische Kugeln: die äußeren Zellen, welche vielfach höckerig frei vorstehen (daher die warzige Oberfläche im Lupenbild) sind polygonal bis kantig-elliptisch, 12—15 μ groß, mit derber brauner Membran; die nächstinneren Lagen werden zartwandiger, hellbräunlich, regelmäßiger elliptisch, weiter nach innen fast hyalin und schmaler. Der innerste ganz hyaline Kern wird zum Nukleus; die Schläuche wachsen in dieses Mark einzeln hinein, wobei das Parenchym (richtiger: konzentrische

Zell-Lagen) zu schmalen Fasern zusammengedrängt, bei zunehmender Reife teilweise aufgelöst wird; gleichzeitig wird die parenchymatische Scheitelpapille abgeworfen und das darunter befindliche Parenchym aufgelöst, wodurch den Sporen der Austritt ermöglicht wird; die oft angegebenen „typischen Paraphysen" sind daher wie bei *Botryosphaeria* zu erklären.

Der Nukleus ist eine Hohlkugel von etwa 150 μ Durchmesser; die stromatische Umhüllung hat eine durchschnittliche Dicke von 50 μ. Die Asken sind (wie überhaupt fast durchgehends in der ganzen Gattung) nur kurz gestielt (etwa 20 μ), gestreckt, gleichmäßig nach oben keulig zunehmend, oben 20 μ breit, gerundet, dickwandig, ohne Porus, p. sp. 90 bis 100 μ. Sporen zweireihig, mit dunkelbraunem dickem Epispor, in der Mitte septiert und eingeschnürt, an beiden Enden meist leicht konisch zusammengezogen, 28—32 ⩽ 10—13 μ.

Mit der typischen *P. perisporioides* sind in jeder Hinsicht identisch die von Ravenel auf *Rhynchosia reniformis* ebenfalls in Süd-Carolina gesammelten und in Ellis N. Amer. Fg. 685 und Thuem. Myc. univ. 567 ausgegebenen Exemplare.

Habituell ähnlich und leicht zu verwechseln, aber ganz verschieden im Querschnitt, ist *Sphaeria grammodes* Kze. in Weigelt Exsikkat. auf *Crotalaria retusa*, Surinam (Guyana) 1827 [*Parodiella grammodes* (Kze.) Cke. in Grevillea XIII p. 106; *Dothidella grammodes* (Kze.) Sacc. in Syll. F. II p. 634]. Als synonym werden noch angegeben *Dothidea grammodes* (K.) Berk. in Cuban F. 868 und F. of Ceylon 1166, sowie *Actidium Crotalariae* Schw. in herb.; diese Sammlungen konnten wir nicht untersuchen.

Die kleinen, schwarzen, 150—200 μ großen Fruchtkörper, die meist zu 350—420 μ großen Körpern zusammenwachsen, bedecken große Blattflächen in dichter gleichmäßiger Punktierung, unterscheiden sich aber schon im Lupenbild durch die äußerst unregelmäßige, tief gefurchte und höckerige Oberfläche. Die flach polsterförmigen Fruchtkörper sind mit einem zentralen, 80—100 μ breiten Fuß in das Blatt (100—120 μ tief) eingewachsen, vom Bau einer Coccoidee, mit mehreren gleichmäßig verteilten elliptischen Lokuli von 100 μ Höhe und 70 μ Breite. Stroma rotbraun, radiärprosenchymatisch, zäh, außen schwarz, bröcklig. Nukleus Dothideen-artig, mit wenig entwickelten Paraphysen. Schläuche noch ganz unreif; die angegebenen hyalinen, zweizelligen, 15 μ langen Sporen sind sicher noch unreif; die Art kann daher nicht mit Sicherheit eingereiht werden; in Betracht kämen allenfalls *Microcyclus* oder *Coccodothis* (vgl. Die Dothideales, p. 175).

Neuerdings führt Garman (cf. Mycologia VII 1915, p. 335) die Art ebenfalls auf *Crotalaria retusa*, ferner auf *Meibomia adscendens* und *Phaseolus lunatus* vorkommend von Porto Rico auf. Er nennt den Pilz hier *Dimerium grammodes* (Kze.) Garm. unter Zitierung der üblichen Synonyme *(perisporioides, grammodes, seminata)*. Ob Garman hier wirklich die Kunze'sche Art vorgelegen hat oder nur wirkliche *Parodiella*, muß nachgeprüft werden.

Dothidea seminata Berk. et Rav. wurde gleichzeitig mit *perisporioides* publiziert (Grevillea IV p. 104) und sollte sich durch schmalere Sporen unterscheiden; das untersuchte Original aus Kew erwies sich jedoch als völlig identisch, die Sporen genau gleich.

Dothidea simillima B. et Rav., auf denselben *Desmodium*-Blättern mit *seminata* vermischt, wurde ebenfalls von Cooke als *Parodiella* angesprochen, ist jedoch eine winzige, auf den Fruchtkörpern der *seminata* schmarotzende Sphaeriazee (vgl. weiter unten); *seminata* wurde von Saccardo zu *Stigmatea* gestellt (Syll. F. I p. 543), *simillima* zu *Phyllachora* (Syll. II p. 595).

Bei der Sichtung weiterer 20 Aufsammlungen, die teils als *perisporioides*, teils als *grammodes* bestimmt waren, ergab sich die Notwendigkeit, die Sammelart zu spalten. Das hierbei leitende Prinzip konnte nun nicht auf die Sporengröße begründet werden, wenigstens nicht in erster Linie, da sich herausstellte, daß selbst bei reifen Sporen derselben Kollektion, ja sogar desselben Schlauches, starke Differenzen auftreten.

Das äußere Wachstumsbild ist je nach der Matrix und der Dichte der Aussaat sehr mannigfaltig. Es lassen sich drei Haupttypen unterscheiden: a) die ganze Blattfläche ist dicht krustenartig von den Fruchtkörpern bedeckt; b) das Blatt ist gleichmäßig-dicht, aber diskret, punktiert; c) die Fruchtkörper bilden netzförmig verbundene Linien den Nerven entlang. Diese Wachstumsformen sind jedoch alle nur eine Funktion der Dichte der Aussaat, haben mehr den Charakter des Zufälligen und gehen ineinander über.

Dagegen zeigen sich in der absoluten Größe der Fruchtkörper so bedeutende und feste Unterschiede, daß eine Trennung mehrerer Arten und Varietäten (mit Berücksichtigung anderer Abweichungen) nicht nur möglich, sondern notwendig ist. Die Messungen dürfen jedoch nur an reifem Material vorgenommen werden, dessen Fruchtkörper durchgehend schon ausgewachsen sind; unreife Lager mit noch kleinen Stromata können nicht bestimmt werden.

— **P. perisporioides** (B. et C.) Speg. var. **microspora** Th. et Syd.

Auf *Indigofera flaccida* (Herbar Kew sub *Sphaeria perisporioides*).

Epiphyll, gleichmäßig diskret verteilt; Gehäuse 200—250 μ, feinwarzig glatt, im Alter flacher kuchenförmig eingesunken; Schläuche p. sp. 80—90 μ, oft nur 6-sporig; Sporen durchschnittlich 25—27 × 8—9 μ (nur vereinzelte größere bis 30—32 μ); im übrigen wie Typus.

— **f. tasmanica**; auf *Desmodium tasmanicum*, Victoria, lg. Mueller (Kew).

Gehäuse dicht krustig beisammen, im Schnitt etwas weicher und heller braun, mit rauherer Oberfläche, 200—250 μ. Schläuche p. sp. 100—120 μ; Sporen 27—28 ≈ 9 μ (häufig bis 32 μ lang).

2. Parodiella reticulata Theiß. et Syd.

Auf *Chapmania floridana*, Florida, Eustis; lg. Nash no. 1938 (1895).

Vorstehende Form fand sich im Berliner Museum mit der gedruckten Etikette „*Parodiella grammodes reticulata*" Ell. et Ev.; eine solche Varietät fehlt in Saccardo's Sylloge und konnte auch in Ellis' Schriften nicht aufgefunden werden; wahrscheinlich wurde sie nicht publiziert.

Fruchtkörper epiphyll, am Hauptnerv und Seitennerven erster Ordnung entlang dichtgedrängt Doppelreihen bildend, vielfach sich seitlich zusammenpressend, tiefschwarz, rauhwarzig, 200—250 μ groß. Asken kurz gestielt, keulig, p. sp. 100—115 μ, achtsporig. Sporen zweireihig, graubraun, mit dünner Membran, länglich, schwach eingeschnürt, beiderseits nicht konisch zusammengezogen, 26 ⩽ 8 μ.

Ausgezeichnet durch die Sporenform und Wachstumsweise. Die Gehäusereihen erscheinen als dicke Schnüre, welche nur den Hauptnerv (hier oft dreifach) und dessen erste Verzweigungen überdecken.

3. Parodiella paraguayensis Speg.

F. Guaranit. I no. 226; Syll. F. IX p. 410.

Auf lebenden Blättern von *Evolvulus* sp., Caaguazú, Brasilien; lg. Balansa, 1. 1882.

Ein beträchtlicher Teil der als *perisporioides-grammodes* bestimmten Herbar-Exemplare gehört zu dieser Art, welche hauptsächlich durch die bedeutend größeren Gehäuse (250—300 μ) gekennzeichnet ist.

Fruchtkörper dicht zerstreut, epiphyll, aber nicht krustig vereinigt, 250—300 μ groß, ziemlich eben und glatt, anfangs mit Papille (aber ohne Ostiolum!); die äußeren Stromazellen sind wie bei *perisporioides* dunkel derbwandig, etwa 15 μ groß (nicht 3—4 μ!). Sporen wie bei *perisporioides*, derbwandig, 24—26 ⩽ 8 μ (nicht 17—18 μ!). Paraphysen dem Gattungscharakter ensprechend fehlend (die „paraphyses densissimae" sind die Stromafasern). Alles übrige wie bei *perisporioides*. — Angaben nach einem Balansa-Exemplar.

In den Formenkreis dieser Art, welche durch ihre großen glatten Stromakugeln sofort kenntlich ist, gehören:

— auf *Desmodium canescens*, Missouri, Perryville; lg. Demetrio 6. 1884. Sporen 26—28 ⩽ 8—9 μ; (sub *perisporioides*).

— auf *Rhynchosia cinerea*, Florida, Eustis; lg. Nash no. 1773 (sub *grammodes*). Sporen 26—28 ⩽ 8—9 μ.

— auf *Desmodium triflorum*, Luzon, Philippinen; lg. E. D. Merrill 11. 1. 1913; Sydow, F. exot. exsicc. 246 (sub *grammodes*). Sporen 26 bis 28 ⩽ 8—9 μ.

— auf *Crotalaria filipes*, Koondapur, Ostindien; lg. McRae no. 11, 25. 9. 1910 (sub *grammodes*). Sporen 24—27 ⩽ 9 μ, zuweilen zur Hälfte oder sämtlich einreihig in zylindrisch gestreckten Asken.

— auf Leguminose, Kamerun, Posten Sagosche; lg. Ledermann 2. 5. 1909 (sub *grammodes*). Sporen 26—29 ⩽ 9—10 µ.

– auf *Erythroxylon ovalifolium*, Rio de Janeiro, Brasilien (Rabh. Pazschke Fg. eur. no. 4259). Sporen 24—26 ⩽ 8—9 µ. (Exemplar noch sehr jung!)

— **f. macrospora** auf *Vigna marginata* Durban, Natal; lg. J. M. Wood. Sporen 30—33 ⩽ 10—11 µ.

4. Parodiella Spegazzinii Theiß. et Syd.

Auf lebenden Blättern von *Rhynchosia sennae*, Bagnado S. José de Flores, Argentinien; Decades Myc. Argentinae no. 40 (sub *perisporioides*).

Fruchtkörper epiphyll, das Blatt dicht krustig bedeckend, sehr rauh, 160—200 µ, früh zerfallend, brüchig (vielfach dann als offene Halbkugeln auf dem Blatt stehend). Im übrigen *perisporioides*. Asken keulig, kurz gestielt, p. sp. 100 ⩽ 16—19 µ mit zweireihigen Sporen, öfters jedoch gestreckter bis 155 ⩽ 13 µ mit vollkommen einreihigen Sporen. Sporen 20—26 ⩽ 10 µ.

Hierher gehört als Form:

— var. **kilimandscharica**; auf *Crotalaria* sp., Marangu, Kilimandscharo; lg. Volkens no. 2334, 9. 6. 1894 (sub *perisporioides*). Die Blätter sind oberseits vollständig mit einer schwarzen Kruste bedeckt, vom Grunde bis zur Spitze. Gehäuse 150—200 µ. Sporen 28—29 ⩽ 9 µ.

Wahrscheinlich gehören hierher einige unreife Sammlungen, die ein mehr gelockertes Wachstum des Pilzes aufweisen; so z. B.

— auf *Crotalaria Leschenaultii*, Coimbatore, Ostindien; lg. McRae no. 10, 29. 1. 1911 (sub *grammodes*).

— auf *Indigofera anil*, Saõ Paulo, Brasilien; lg. A. Usteri 15. 3. 1907 (sub *grammodes*).

– auf *Flemingia Cumingiana* und *macrophylla*, Luzon, Philippinen; lg. M. Ramos (Sydow, F. exot. exs. 364, 365 sub *grammodes*).

Raciborski beschreibt in den „Parasit. Algen und Pilzen Javas" (1900) III p. 32 sub *perisporioides* eine Form auf *Flemingia lineata*, welche vielleicht nur besser entwickelte Exemplare der Sydow'schen Exsikkate sind.

5. Parodiella Griffithsii Theiß. et Syd.

Auf *Psoralea tenuiflora*, Montana, Billings, N. Amerika; lg. Griffiths 8. 1898 (sub *perisporioides*).

Epiphyll, die Blattfläche krustig bedeckend. Gehäuse rauh, 130—160 µ. Asken kurz gestielt, p. sp. 110—130 µ, gestreckt keulig. Sporen zweireihig, lang spindelförmig, in der Mitte geteilt und nur schwach eingeschnürt, sehr dünnwandig, hell graubraun, an beiden Enden allmählich etwas verschmälert, mit homogenem glattem Plasma, in jeder Zelle mit

einem mächtigen Öltropfen, 35—40 × 10—11 μ. Durch die kleineren Gehäuse und besonders durch die abweichenden Sporen sehr ausgezeichnet.

6. Parodiella? manaosensis P. Henn.

Hedwigia XLIII 1904 p. 358; Syll. F. XVII p. 542.

Syn.: *Parodiopsis manaosensis* Maubl. in Bull. Soc. Myc. France XXXI, 1915, p. 4.

Auf einer Solanazee(?), Manaos, Rio Negro; lg. E. Ule 3027.

Die einzige bisher bekannte Art, welche hypophyll auftritt. Der Pilz tritt zwischen den dicht gesäten Lagern eines *Helminthosporium* auf, dessen Hyphen und apikale Konidien von Hennings als zur *Parodiella* gehörig mitbeschrieben sind, aber nicht dazu gehören.

Fruchtkörper einzeln oder dicht gedrängt, 250—300 μ groß, anfangs ziegelrot bestäubt (dadurch an *Parodiopsis melioloides* erinnernd), breit kugelig oder auch öfter in die Höhe gestreckt turbiniert bis 380 μ hoch (in diesem Falle mit kurzer zylindrischer 250 μ breiter Grundsäule gestielt), basal in den Epidermiszellen stromatisch befestigt; Umhüllungsstroma sehr derbzellig, intensiv rotbraun. Nukleus pseudosphaerieen-artig, noch unreif; Asken keulig gestreckt, kurz gestielt, 120—145 × 32 μ, achtsporig; Sporen zweireihig, lang zylindrisch, gerade, 50—55 × 12—14 μ, noch hyalin oder leicht gelblich, einzellig, offenbar unreif, da die meisten Schläuche noch keine klar geformten Sporen enthalten.

7. Parodiella caespitosa Winter.

Hedwigia XXIV, 1885 p. 256; Syll. F. IX p. 411.

Syn.: *Lizonia Uleana* Sacc. et Syd. — Bull. Herb. Boiss. 1901, p. 79; Syll. F. XVI p. 485.

Otthia Uleana v. Hoehn. — Fragmente z. Myk. XIII (1911) p 49.

Auf lebenden Blättern einer Komposite (zweifellos *Mikania*), S. Francisco (S. Catharina) Südbrasilien; lg. E. Ule. — Rabh.-Winter F. europ. no. 3249.

Die Gehäuse stehen epiphyll in flachen, kreisrunden, 1—2 mm großen Lagern beisammen, in jedem Lager dicht zusammengedrängt, sich gegenseitig abplattend, einzeln 350 μ groß, sehr rauh. Stromawand derb, 65 bis 75 μ dick aus gleichmäßig derbwandigen, dunkelbraunen, 12—14 μ großen Zellen in mehreren Lagen gebaut, außen stark durch vorspringende Zellen oder Zellgruppen warzig. Nukleushöhlung etwa 220 μ im Durchmesser. Nukleus pseudosphaerioid. Asken keulig, p. sp. 85—100 μ, achtsporig. Sporen unregelmäßig zweireihig, hellbräunlich, breit gerundet, in der Mitte ohne Einschnürung quergeteilt, nicht dickwandig, 20—24 × 9 μ (Winter gibt 22—28 × 9—9½ an, vielleicht nach besser ausgereiftem Material).

Die Gehäuse eines Kreislagers sitzen einem gemeinsamen Hypostroma auf, welches in einer Dicke von etwa 12 μ die ganze Epidermis unter dem Lager erfüllt und aus einer Lage von braunen derbwandigen Zellen besteht. Diese Abweichung vom Gattungscharakter scheint uns nur unbedeutend zu sein; ob die Gehäuse der Epidermisaußenwand allein aufgewachsen oder den Epidermiszellen eingewachsen sind, ist von wenig Belang; daß sich in letzterem Falle bei so dichtgedrängten Gehäusen dieses Fußstroma zu einer einzigen Platte vereinigt, ist natürlich.

Spegazzini hat in den Mycetes Argentin. VI no. 1330 auf diese Art eine Perisporieen-Gattung *Winteromyces* gegründet (auf *Mikania cordifolia*); nach seiner Beschreibung und Abbildung hat er jedoch dabei nicht die Winter'sche Art vor sich gehabt, sondern *Gibbera Mikaniae* (P. Henn. sub *Dothidella*) Rick et Theiß. (vgl. Die Dothideales, p. 325), die er irrtümlicherweise als *Parodiella caespitosa* bestimmte.

8. Parodiella baccharidicola P. Henn.

Hedwigia XLIII, 1904 p. 359; Syll. F. XVII p. 541.

Auf lebenden Blättern von *Baccharis* spec., Tarapoto, Peru, lg. E. Ule no. 3278.

Fruchtkörper epiphyll, dicht und gleichmäßig zerstreut, die ganze Blattfläche bedeckend, aber nicht krustig vereint, 170—220 μ diam., ziemlich eben und glatt, anfänglich mit unscheinbarer Papille, aber ohne Ostiolum, trocken einsinkend, ohne jedes Mycel; die äußeren Stromazellen dunkelbraun, 12—15 μ groß, die inneren kleiner. Stromawand 30—40 μ dick. Asken kurz gestielt, 75—100 × 18—21 μ, keulig, 8-sporig. Sporen 2-reihig, schmal elliptisch oder etwas spindelförmig, in der Mitte septiert, nicht oder kaum eingeschnürt, reif olivenbraun, 18—25 × 7—9 μ.

II. Auszuschließende Arten.

1. Parodiella melioloides (B. et C.) Winter — cfr. Syll. F. IX p. 412.

Gehört zu den echten Perisporieen; Synonymie vgl. Beih. Bot. Centralbl. 1912 Abt. II, p. 49. Neuerdings hat Maublanc für die Art die Gattung *Parodiopsis* aufgestellt (cfr. Bull. Soc. Myc. France XXXI, 1915, p. 3); die von ihm ebenfalls zu *Parodiopsis* gestellten *Parodiella manaosensis*, *P. viridescens* sowie *Perisporiopsis Struthanthi* P. Henn. gehören natürlich nicht dazu.

Zu *Parodiopsis melioloides* gehören als weitere Synonyme:

Dimerium melioloides (B. et C.) Garman in Mycologia VII, 1915, p. 336.

Parodiella kwangensis P. Henn. in Fl. du Bas et Moyen-Congo in Ann. Mus. du Congo vol. II, fasc. III, 1908, p. 225; Syll. F. XXII, p. 41.

P. consimilis P. Henn. in Hedwigia XXXIV, 1895 p. 106; Syll F. XIV p. 469.

Parodiopsis lateritia (Speg.) Maubl. l. c. p. 4.

Beachtenswert ist das Vorkommen der Art in Zentralafrika. *P. consimilis* soll sich nach Hennings durch Perithecien und Sporen von *melioloides* unterscheiden. Wir konnten keine Unterschiede entdecken.

(Vgl. auch Theißen in Annal. Myc. X, 1912 p. 2; XIV, 1916 p. 403.)

2. P. Schimperi P. Henn. — Bull. Herb. Boiss. I, 1893 p. 118; Syll. F. XI p. 260.

Auf *Rhynchosia elegans* und *Vigna* (?) sp., Eritrea.

Untersucht wurde das primäre Original auf *Rhynchosia* (lg. Schweinfurth). Die Art bildet oberseits kleine, 1—3 mm breite, lockere, schwarze Flecken, welche aus zahlreichen winzigen Punkten bestehen. Jeder Punkt entspricht einem subkutikulären halbierten Perithezium von 170 μ Durchmesser und etwa 60 μ Höhe und erweist sich dadurch als eine Stigmateazee. Freies Myzel fehlt. Basallinie braun, dünn, 5 μ dick, flach der Epidermis-Außenwand anliegend; die obere Membran gewölbt, dauernd von der Kutikula bedeckt, 6—7 μ dick, parenchymatisch (nicht typisch wabig, mehr unregelmäßig wie die Scheitelpartie bei *Stigmatea*), ohne deutliche radiäre Orientierung an der Peripherie. Ostiolum eingedrückt. Schläuche bodenständig, etwas gegen das Ostiolum konvergent, fast sitzend, ohne jede Spur von Paraphysen, bauchig zylindrisch, oben etwas verdickt, 42—48 ⩒ 12—15 μ (die Hennings'schen Maße sind falsch), achtsporig, jodnegativ. Sporen zweireihig, elliptisch, in der Mitte ohne Einschnürung geteilt, beiderseits abgerundet, hell graubräunlich, 7—10 ⩒ 4 μ.

Die Art bildet den Typ einer neuen Stigmateazeen-Gattung, *Aphysa*. — Die Beschreibung der *Stigmatea Rhynchosiae* Kalch. et Cke. aus Afrika (Syll. F. I, p. 543) legte die Vermutung nahe, daß es derselbe Pilz sein könnte; der Vergleich eines Originals (auf *Rhynchosia gibba*, Natal, Inanda; lg. Wood) bestätigte die Vermutung. Der Pilz hat demnach zu heißen:

Aphysa Rhynchosiae (Kalch. et Cke.) Theiß. et Syd.

Syn.: *Stigmatea Rhynchosiae* K. et C.
Parodiella Schimperi P. Henn.

Auch die Beschreibung der *Dothidella Rhynchosiae* (Lév.) Sacc. Syll. F. II p. 633 erinnert stark an vorliegenden Pilz; das Original derselben konnte jedoch nicht geprüft werden.

3. P. Mucunae Racib. — Paras. Alg. und Pilze Javas III (1900) p. 32; Syll. F. XVI p. 412.

Besitzt farblose einzellige Sporen. Nukleus pseudosphaerioid. Die Art ist *Epiphyma Mucunae* (Rac.) Syd. zu nennen (vgl. Annal. Mycol. 1916 p. 358).

4. P. Aceris Racib. — Par. Alg. und Pilze Javas II (1900) p. 8; Syll. XVI p. 412.

Das Original war nicht erhältlich. Nach der klaren Beschreibung gehört die Art nicht zu den Pseudosphaerieen. Myzel interzellular; Perithezien oberflächlich, dickwandig; Schläuche büschelig vereinigt, ohne alle Paraphysen; Sporen farblos, zweizellig, spindelig.

5. P. Ulei Wint. in herb. Berol. (ut videtur species ined.)

Auf *Ilex*, Tubarão (S. Catharina) Südbrasilien; E. Ule no. 1540.

Ist ein unreifer *Englerulaster*, der mit *E. asperulisporus* (Gaill.) Theiß. (Ann. myc. 1912 p. 171) identisch ist.

6. P. Negeriana Syd. — Ann. myc. II. 1904 p. 169; Syll. F. XVII p. 541.

Auf *Berberis linearis*, Chile.

Die Art ist *Englerula Negeriana* Syd. zu nennen. Myzel oberflächlich, netzig verbunden in den Alveolen verlaufend, die durch die vertieft liegenden Nerven des Blattes gebildet werden. Perithezien weich, auf dichteren Myzelstellen, mattschwarz, erst kugelig, dann flach kuchenförmig, rauh, trocken 65 μ breit, später von oben ab zellig zerfallend. Conidien in Pykniden braun, einzellig, mit farblosen Gürtelband. Schläuche sackförmig-elliptisch, jodnegativ, ohne Paraphysen. Sporen braun zweizellig, 22 bis 25 ≪ 10 μ.

7. P. viridescens Rehm — Hedwigia XL, 1901 p. 154; Syll. F. XVI p. 1124.

Syn.: *Parodiopsis viridescens* Maubl. in Bull. Soc. Myc. France XXXI. 1915 p. 4.

Auf einer Malpighiazee *(Heteropteris aceroides)*, Itajahy, Südbrasilien; E. Ule no. 1378.

Die Art ist ganz wie *Parodiella* gebaut, aber generisch verschieden durch das häutige, oberflächliche, aus freien Hyphen bestehende Myzel, das in den Stomata befestigt ist und welchem die Fruchtkörper aufsitzen. Wir nennen die Gattung **Hypoplegma** Th. et Syd.

Myzel oberflächlich, aus gefärbten, septierten, hyphopodienlosen Hyphen gebildet, in den Spaltöffnungen befestigt. Fruchtkörper oberflächlich, wie *Parodiella* gebaut. Nukleus schleimig. Schläuche achtsporig, verdickt. Sporen hellgefärbt (unreif?), in der Mitte geteilt. Von *Apiosporina* v. H. hauptsächlich durch die gleichzelligen Sporen, von *Parodiella* durch freies Myzel abweichend.

Hypoplegma viridescens (Rehm) Th. et Syd.

Hypophyll auf braunen abgestorbenen Flecken ein häutig verbundenes Myzel, welches aus durchsichtig hellbraunen, 6—7 μ breiten, steifen Hyphen besteht, die in zahlreichen Spaltöffnungen verankert sind; zahlreiche kurze aber breitere (10—15 μ) Hyphen erheben sich schief aufrecht, wodurch das Myzel filzig-struppig wird. Fruchtkörper kugelig, zahlreich, mit Vorliebe in Bogenlinien angeordnet, welche zu mehreren konzentrisch hintereinander liegen (nicht volle Kreislinien), trocken gelbgrün bestäubt, am Scheitel mit runder muldenförmiger Einsenkung, trocken 180—200 μ groß. Stromawand lebhaft braun, aus mehreren Lagen derbwandiger Zellen bestehend (besonders die äußere Lage ist derbzellig, Zellen bis 25 μ groß, mit sehr dicker Zellwand). Nukleus pseudosphaerioid; Asken zwischen dicken Lagen aufsteigender Zellreihen, welche später infolge

Schleimbildung in die einzelnen Zellen getrennt werden; die Zellen bleiben aber durch den grauen körneligen Schleim in ihrer ursprünglichen Lage erhalten nur etwas voneinander getrennt. Schläuche groß, keulig zylindrisch, besonders oben stark verdickt, 110—150 ⩒ 36—45 µ, achtsporig. Sporen dreireihig, lang zylindrisch, in der Mitte geteilt, schwach eingeschnürt, gerade oder plankonvex, intensiv gelb, 45—55 ⩒ 10—12 µ, wahrscheinlich noch nicht ausgereift.

— var. *Ingarum* P. Henn. — Hedwigia XLIII, 1904 p. 358.

Auf *Inga* sp., Manaos; Ule no 3154.

Wohl kaum verschieden; in allen Teilen übereinstimmend; auch die Sporen werden gleich; Rehm gibt für die Typenart 35—40 µ Sporenlänge an, während wir durchschnittlich 50—55 µ fanden; Hennings fand bei seiner Varietät 45—60 µ lange und 8—10 µ breite Sporen, was wir als richtig bestätigen können; die Sporen sind noch hyalin, schmaler als bei Rehm's Art; dieser Unterschied ist jedoch bei nicht ausgereiften Sporen belanglos.

Bei dieser Gelegenheit mag bemerkt werden, daß *Apiosporina* v. Höhn. (Fragm. zur Mykol. no 506) keine Sphaeriazee ist, sondern wie *Parodiella* eine Pseudosphaeriee, mit *Hypoplegma* nächstverwandt, nur ist bei *Apiosporina* die Unterzelle der Sporen winzig knopfförmig; die Oberzelle wird bei der Reife braun.

8. P. simillima (Berk. et Rav.) Cooke — Grevillea XIII p. 106.

Syn.: *Dothidea simillima* B. et R. — Grevillea IV, 1876, p. 104.
Phyllachora simillima (B. et R.) Sacc. — Syll. F. II p. 595.

Auf *Desmodium* „Caesar's head", N. Amerika.

„Sparsa minor, granulata; ascis angustis; sporidiis arcuatis utrinque attenuated (sic!). — On leaves of the same plant, and under the same number [wie *Dothidea seminata*]; scattered, smaller, granulated, asci narrow, sporidia hyaline, arcuate, suddenly attenuated at either end as in many *Vermiculariae* 0.0006 long. *Dothidea Desmodii* Curt. on *D. lineatum* is apparently the same."

Da Berkeley es versäumte, die Zweizelligkeit der Sporen besonders hervorzuheben, mußte die Art in der Sylloge F. in die Gattung *Phyllachora* wandern. — Die Perithezien der *simillima* befallen die Fruchtkörper der *Parodiella seminata* (= *perisporioides*) einzeln oder zu mehreren traubig vereinigt; sie sind 80—100 µ groß, zäh lederig, mattschwarz, körnig rauh, mit feiner glatter Scheitelpapille, parenchymatisch in mehreren Lagen konzentrisch zusammengepreßter Hyphen gebaut. Asken radial, keulig gestreckt, kurz gestielt, 42—48 ⩒ 8—9 µ; mit undeutlichen verkrümmten Paraphysen. Sporen zu acht, farblos, sichelförmig schmal, in der Mitte geteilt, nach unten zugespitzt, 12—15 ⩒ 3 µ.

Die Gehäuse sind basal den Fruchtkörpern des Wirtes meist etwas eingesenkt. Ist nur ein Parasit vorhanden, so können beide Pilze voll entwickelte Fruchtschicht haben; in Fällen, wo vier und mehr Perithezien

auf der *seminata* Platz genommen hatten, war letztere ohne Frucht und in der ganzen oberen Hälfte verkümmert. Der Pilz gehört wohl in die Nähe von *Melanopsamma* und *Leptospora*, durch die Sporenform sich an letztere anschließend, und mag deshalb als *Leptospora similima* (B. et Rav.) Th. et Syd. eingereiht werden.

9. P. tarapotensis P. Henn. — Hedwigia, XLIII, 1904 p. 360; Syll. F. XVII, p. 542.

Auf *Pithecolobium*-Blättern, Peru; Ule no. 3273.

Die Art ist *Henningsomyces tarapotensis* (P. H.) Th. et Syd. zu nennen.

Bildet unterseits ausgedehnte schwärzlich filzige Anflüge von kriechenden und aufrechten Hyphen (echte steife Borsten fehlen): Hyphen gerade, langzellig, hellbraun, an der Spitze durchscheinend, 6—7 μ dick; Hyphopodien sind nicht vorhanden, wohl stellenweise an kurzen Seitenstielen 1—2-zellige, große, dunkelbraune, derbwandige, konidienartige Gebilde, welche aber auch Anfangsstadien von Perithezien sein können. Perithezien an Hyphenstielen entstehend, kugelig, braunschwarz, 85—120 μ, mit Scheitelpapille (wie auch *Henningsomyces pulchellus*!), aus großen polygonalen, 15—20 μ messenden Zellen parenchymatisch gebaut, ohne echte Borsten. Asken wenige, breit keulig, dickwandig, ohne alle Paraphysen, 20—25 μ breit, 80—85 μ lang, fast sitzend, achtsporig. Sporen noch sehr unreif, 25—28 ≪ 10—12 μ, bei der Reife ohne Zweifel größer und braun.

10. P. nigrescens Rehm. — Hedwigia XL, 1901 p. 154; Syll. F. XVI p. 1124.

Auf Blättern von *Jacaranda*, Ule no. 118; auf *Inga*, Ule no. 984, 1355; Tubarão, Sta. Catharina, Brasilien.

Untersucht wurden alle 3 genannten Kollektionen, die sich identisch erwiesen; die Art ist generisch der vorigen gleich und *Henningsomyces nigrescens* (Rehm) Th. et Syd. zu nennen. Sie bildet schwarze unregelmäßige filzige Myzellager; Hyphen teils kriechend, vielfach strähnig verbunden, teils aufrecht, septiert, hellbraun, steif, langzellig (Zellen 20—35 μ lang), mit Knotenzellen, verschieden breit 6—10 μ, oft mit unregelmäßig angeschwollenen kurzen Seitengliedern wie bei *tarapotensis*, ohne echte Hyphopodien. Gehäuse an Hyphenstielen entstehend, kugelig, mit Scheitelpapille, wie bei *tarapotensis* aus 12—20 μ großen eckigen Zellen gebaut und sehr zäh, 120—140 μ, vielfach scheinbar borstig (diese Hyphen entspringen aber unterhalb der Perithezien an den Hyphen, welchen die Gehäuse aufsitzen). Schläuche zu wenigen, ohne Paraphysen, wie bei *tarapotensis* geformt; Sporen ebenfalls noch sehr jung, etwa 40 ≪ 8 μ, bei der Reife bräunend.

11. P. pseudopeziza Pat. — Bull. Herb. Boiss. 1895 p. 67; Syll. F. XI p. 260.

Auf *Vaccinium*-Blättern, Ecuador; lg. Lagerheim.

Eine sehr auffallende Art. Hypophyll zerstreute, pechschwarze 2 mm große, unscharf begrenzte Lager von dicht stehenden Gehäusen, ohne

Myzel; epiphyll. entsprechende braun abgestorbene Flecken. Gehäuse derb, 250—330 μ groß, schwarz, warzig, kugelig mit verengter Basis, anfangs kugelig geschlossen, später oben breit zerfallend. Die einzelnen Gehäuse aus einem fahl-blauschwarzen Stromaknollen entspringend, der aus 5 μ breiten verschlungenen Hyphen besteht, zwischen Epidermis und Kutikula sich entwickelt, später aber zentral abwärts durch die Epidermis dringt. Gehäuse einzeln oder zu zweien verwachsen, basal derb stromatisch, seitlich mit 30 μ starker, grün bis blau schimmernder schwarzer Wandung, die aus mehreren Lagen polygonaler dunkelwandiger Zellen besteht (Zellen der Oberflächenschicht etwa 12—14 μ groß, die inneren kleiner); außen ist die Membran mit zahlreichen frei vorstehenden blauschwarzen kurzen Hyphenenden borstenartig besetzt. Ostiolum fehlt; der Scheitel löst sich schleimig in Brocken auf.

Der Nukleus weicht von *Parodiella* ganz ab. Die Asken stehen sämtlich parallel (nicht konvergierend) dem breiten Fruchtboden auf, nur bis zur halben Höhe der Gehäuse reichend; zwischen ihnen verlaufen dichte aufrechte Reihen ganz farbloser, unseptierter, 6—8 μ breiter Bandhyphen bis zum Scheitel der Gehäuse, unverzweigt; der Nuklens macht dadurch den Eindruck eines Pseudosphaerieen-Nukleus, ist aber doch sehr verschieden. Die Asken sind genau zylindrisch, nur ganz kurz gestielt, 80—90 ⩾ 8—10 μ, nur viersporig (dazwischen krümelige Plasmareste); Sporen einreihig übereinander, zweizellig, 12—14 ⩾ 6 μ, bräunlich (Oberzelle rundlich, Unterzelle gestreckter und etwas schmaler, von der Sporenform bei *Parodiella* ganz abweichend).

Zu *Parodiella* kann die Art wegen Borsten, zylindrischer Asken, Sporenform und der Eigenart des Nukleus nicht gebracht werden. Wenn der Gehäusescheitel zerfallen ist, sieht der Pilz mit seinen parallelen zylindrischen Schläuchen wie ein winziger Discomyzet aus. Die Beschreibungen von *Venturia compacta* Peck (Syll. F. I p. 590), *V. Vaccinii* E. et E. (Syll. XI p. 306) und *V. atramentaria* Cooke (Syll. I p. 590) erregen den Verdacht, ähnliche Pilze zu sein. Wir halten den Pilz vorderhand für einen Discomyzeten, aus der Verwandtschaft der Agyrieen, den wir benennen

Pseudoparodia Th. et Syd. n. gen.

Fruchtkörper oberflächlich, perithezienartig, kugelig, basal eingewachsen, ohne Mzyel, offenzellig-parenchymatisch, schwarz, mit kurzen Borsten bedeckt, am Scheitel breit zerbröckelnd. Asken zylindrisch, viersporig, zwischen breiten hyalinen unseptierten Bandhyphen liegend, parallel bodenständig, nicht verdickt. Sporen zylindrisch, zweizellig, bräunlich, glatt.

— Ps. pseudopeziza (Pat.) Theiß. et Syd.

12. P. setulosa P. Henn. — Hedwigia XLIII, 1904 p. 357; Syll. F. XVII p. 542.

Auf *Olyra* sp., Tarapoto, Peru; E. Ule no. 3308.

Bildet oberseits zahlreiche dichtliegende winzige mattschwarze Fleckchen. Myzel häutig, im Präparat grau hell, weich, aus dicht gekröseartig verschlungenen 6—7 μ breiten Hyphen gebildet, mit steifen aufrechten braunen septierten dickwandigen Borsten besetzt; letztere sind etwa 10 μ dick, bis 800 μ lang, am Grunde mit 25—30 μ dicker Basalzelle aufsitzend. Perithezien oval-kugelig, mit parenchymatischer, weichzäher, kleinzelliger (6—9 μ) Wandung, ohne deutliches Ostiolum, mit spärlichen braunen, bis 240 μ langen Borsten besetzt. Schläuche zu wenigen in jedem Gehäuse, elliptisch-zylindrisch, ohne Paraphysen, 30 μ breit, 56 μ lang, oben breit gerundet, achtsporig. Sporen zweireihig, nur leichtgefärbt (unreif?), in der Mitte geteilt, 20—24 ≫ 8—10 μ (verbesserungsbedürftig).

Die Art ist zu *Dimerosporina* v. H. (Fragm. no. 610 = *Dimerosporiella* v. H. in Fragm. no. 367) zu ziehen.

13. P. Brachystegiae P. Henn. — Engl. bot. Jahrb. XXVIII p. 325; Syll. F. XVI p. 412.

Auf *Brachystegia*-Blältern, Mossambik, Afrika; lg. Cawello.

Rasen auf beiden Blattseiten, unbestimmt ausgedehnt, sehr locker schleierhaft; Hyphen gelbrot, 8 μ breit, gerade gestreckt, septiert, nicht eingeschnürt, langzellig (bis 40 μ). An kurzen mehrzelligen Zweigen derselben entstehen die kugeligen Gehäuse; dieselben erscheinen im Lupenbilde als braunrote, derbwarzige Kugeln von 140—160 μ Größe ohne Ostiolum, die ausgewachsen etwas flach eingesunken sind. Ihre Membran ist einschichtig, zäh-häutig, aus einer Lage von 20 μ großen, kugelig-polygonaler, außen vorspringender, derb rotwandiger Zellen gebaut. Asken zu wenigen im Gehäuse, fast kugelig-elliptisch, sehr dickwandig, mit kurz-knotigem Fuß, meist achtsporig, 45—52 μ breit, 65—80 μ hoch, ohne Paraphysen. Sporen noch hyalin (später gefärbt?), lang zylindrisch, gerade oder plankonvex, in der Mitte septiert, 30—35 ≫ 9—10 μ.

Der Pilz ist eine Capnodiee aus der Verwandtschaft von *Rizalia* Syd., jedoch ohne Borsten; *Lizonia* hat derbere Gehäuse und zylindrische Asken; von *Hemingsomyces* unterscheidet er sich durch nackte, nie schwarze Perithezien und anders geartetes Myzel. Er wird am besten als neuer Gattungstyp neben *Rizalia* gestellt;

Chrysomyces Th. et Syd. n. gen. *Capnodiacearum.*

Myzel oberflächlich; Hyphen goldgelb, steif, septiert, spärlich verzweigt. Gehäuse mündungslos, kugelig, goldbraun (auch trocken im auffallenden Licht!) derbwarzig (durch vorspringende Membranzellen) an Hyphenzweigen gestielt. Borsten fehlen. Membran einschichtig, parenchymatisch, zäh. Asken wenige, elliptisch-kugelig, dickwandig, paraphysenlos. Sporen zweizellig, mehrreihig, hyalin bis leicht gefärbt.

Chrysomyces Brachystegiae (P. Henn.) Th. et Syd.

Syn.: *Parodiella Brachystegiae* P. Henn.

14. P. Bauhiniarum P. Henn. — Hedwigia XLIII, 1904 p. 359; Syll. F. XVII p. 541.

Auf *Bauhinia longipetala* u. *B.* spec. — Amazonas; lg. Ule no. 2914, 2915.

Die Art ist von Hennings ganz falsch beschrieben worden. Myzel fehlt völlig. Die winzigen Pilzgruppen stehen hypophyll in großer Menge dicht, aber diskret, in unbestimmt begrenzten, marmoriert aussehenden Flecken beisammen, im Lupenbild sehr rauh und undeutlich höckerig, von 80—160 μ Breite, in allen Stadien des Zerfalls durcheinander, nur das unbefriedigende Bild rauhkrustiger Brocken bietend.

In die Epidermis ist ein dunkles kleinzelliges Stroma in wirren kleinen Knäueln eingewachsen, welches nach außen vorbricht und ein kugeliges Scheinperithezium von 80—140 μ Durchmesser bildet, ohne Ostiolum. Dieses zerfällt bald schleimig bis auf einen sockelartigen übrig bleibenden Basalteil und enthüllt eine zweite innere Membran von schmutzig hellgraubräunlicher Farbe, deren undeutlich verschleimter Bau in der oberen Hälfte nicht mehr zu erkennen ist; in der unteren Hälfte ist festzustellen, daß dieselbe aus meridian aufwärts verlaufenden, 3 μ breiten, anscheinend ganz unseptierten, graugelben glatten Hyphen besteht; der von ihr umhüllte Nukleus ist perisporieen-artig und besteht aus wenigen (3—5) paraphysenlosen, etwas konvergierenden bodenständigen Schläuchen; die innere Membran verschleimt schließlich auch am Scheitel. Asken kurz keulig aufrecht sitzend, oben etwas verdickt, 40 μ lang, 14 μ breit; Sporen zu acht, zweireihig, olivenbraun bis braun, zweizellig, etwas eingeschnürt, abgerundet, oder basal verschmälert, ausgereift ca. 18 ⩽ 6—7 μ.

Auf echten halb zerfallenen Gehäusen erstehen überall wieder neue Gehäuse einzeln oder meist zu mehreren, 60—75 μ groß; an diesen ist die dunkle parenchymatische Außenmenbran meist nur in basalen Spuren zu sehen. Nahe benachbarte Individuen verschmelzen allenthalben unter einer gemeinsamen äußeren Membran und gestatten dadurch kaum eine genaue Größenbestimmung der Einzelperithezien; ein einzelnes Gehäuse scheint immer nur 60—75 μ groß zu sein, die größeren durch Verschmelzung mehrerer zu entstehen.

Zweifellos handelt es sich hier um eine mit dem Engleruleen verwandte Form, die nur dadurch besonders auffällig ist, daß sie nicht rein epiphytisch ist wie die übrigen Engleruleen, sondern in die Matrix eingewachsen. Die Analogie mit *Syntexis* und *Nostocotheca* ist deutlich.

Es ist jedoch zu beachten, daß wir auch die Perisporieen nicht mehr auf epiphytische Formen beschränken können; *Lasiobotrys* u. a. sind ebenfalls eingewachsen und können doch unmöglich von den Perisporieen getrennt werden. Analog werden wir auch die Grenzen der Engleruleen erweitern müssen.

Die Hennings'sche Art bildet den Typ der Gattung.

Rhizotexis Th. et Syd. n. gen. *Englerulacearum.*

Gehäuse auf epidermalem parenchymatischem Hypostroma, kugelig, mündungslos: äußere Membran dunkel kleinzellig, schleimig zerfallend; innere Membran meridianhyphig, einschichtig, hell, bei der Reife eben-

falls mehr weniger verschleimend. Asken wenige, sitzend, ohne Paraphysen, achtsporig. Sporen braun, zweizellig.

Rhizotexis Bauhiniarum (P. Henn.) Th. et Syd.

Syn.: *Parodiella Bauhiniarum* P. Henn.

15. P. **circinata** (Kalchbr. et Cooke) Sacc. — Syll. F. I p. 718.

Syn.: *Dothidea circinata* Kalchbr. et Cke. — Grevillea IX p. 32.

Auf Leguminosen-Blättern, Natal, leg. Wood.

Verschiedene Exemplare der Original-Kollektion zeigen eine typische *Phyllachora*. Stromata auf wenig bestimmten, etwas bräunlichen oder grünlich verfärbten Flecken, einzeln oder zu wenigen beisammen, beidseitig sichtbar, winzig, bis 400 µ groß, etwas glänzend, nur 1 Lokulus enthaltend. Clypeus beidseitig, opak, derb, 30—45 µ dick. Lokulus das ganze Mesophyll einnehmend. Asken schmal, zylindrisch, 55—70 ⩽ 9—12 µ, paraphysiert, achtsporig. Sporen einreihig, elliptisch oder eiförmig, einzellig, hyalin, 9—11 ⩽ 5—6 µ. Der Pilz ist *Phyllachora circinata* (Kalchbr. et Cke.) Theiß. et Syd. zu nennen.

Die Autoren beschreiben die Sporen als zweizellig und braun mit ungleichen Zellen und bilden auch solche auf einer vorgefundenen Handzeichnung ab. Hier liegt zweifellos irgend ein Irrtum vor. Es ist ausgeschlossen, daß die Autoren etwa einen anderen Pilz als den vorstehend beschriebenen unter ihrer *Dothidea circinata* verstanden haben, da sämtliche (5) untersuchten Exemplare nur die *Phyllachora* ohne jede Beimengung irgend eines anderen Pilzes enthalten. Übrigens stimmt die makroskopische Beschreibung der *D. circinata* auch völlig zu der *Phyllachora*, und die Autoren haben, wie ja auch schon aus dem gegebenen Namen ersichtlich ist, ganz richtig die Dothideen-Natur des Pilzes erkannt.

Die Nährpflanze macht den Eindruck eines *Phaseolus* oder *Dolichos*.

16. P. **puncta** (Cke). Sacc. — Syll. F. I p. 718.

Syn.: *Dothidea puncta* Cke. — Grevillea X p. 128.

Auf Blättern von *Dalbergia armata*, Inanda, Natal, G. Wood.

Auch dieser Pilz ist eine Dothideacee, dessen mikroskopische Details vollständig von der Originalbeschreibung abweichen. Der Pilz besitzt nicht zweizellige braune, sondern einzellige hyaline Sporen! Da die Cooke'sche Beschreibung des Habitus völlig auf das uns vorliegende Original-Exemplar paßt, ein zweiter Pilz übrigens an den Blättern nicht zu entdecken ist, so ist ein Zweifel an der Identität des von uns untersuchten Pilzes mit der Cooke'schen Art nicht möglich.

Stromata epiphyll, isoliert, meist nur 1 Stroma auf jedem der winzigen Fiederblättchen entwickelt, klein, punktförmig, gewölbt, nur 1 Lokulus enthaltend, auf den Pallisaden. Asken keulig, gestielt, 60—70 ⩽ 18—20 µ, paraphysiert. Sporen zweireihig, eiförmig, hyalin, einzellig, 12—15 ⩽ 8—10 µ. Die Art muß *Catacauma punctum* (Cke.) Theiß. et Syd. genannt werden.

17. P. congregata Syd. — Annal. Myc. X, 1912 p. 37.

Auf Blättern von *Limnanthemum Thunbergianum*, Belfast, Transvaal.

Gehäuse ganz eingesenkt, kugelig, vollständig, mit meist nur 2 Asken. Vgl. im übrigen die Originalbeschreibung. Der Pilz gehört vielleicht zu *Phaeosphaerella*.

18. P. maculata Massee. — Kew Bulletin 1898 p. 133; Syll. F. XVI p. 412.

Das Original war nicht erhältlich. Nach der Beschreibung gehört der Pilz nicht zu *Parodiella*, da von fast hyalinen Sporen gesprochen wird und auch Paraphysen vorkommen sollen.

19. P. Banksiae Sacc. et Bizz. — Syll. F. IX p. 410.

Auf *Banksia*, Australien.

Der Pilz fand sich auf einem Exemplar der *Asterina systema solare* Mass. (ex herb. Kew); die Etikette trug bereits den Vermerk „+ *Parod. Banksiae*". Ist keine *Parodiella*! Fruchtkörper und besonders Myzel unter dem kurzen dichten Filz der Blattunterseite verborgen. Myzelhyphen hellbraun, septiert, verzweigt, $4^1/_2$—5 µ dick, oberflächlich. Gehäuse schwarz, rauh, winzig, 80—90 µ, ohne Mündung, ganz oberflächlich, parenchymatisch aus dunkelwandigen eckigen nicht großen Zellen gebaut. Leider ist das Exemplar unreif, aber der Nukleus ist sicher perisporieenartig.

20. P. fruticicola E. et E. in Journ. Myc. 1888 p. 97; Syll. F. IX p. 410.

Ist nach Ellis et Ev., North Am. Fungi 2129 eine *Otthia*. Perithezien in der Rinde, reihenweise vorstehend, dich gedrängt, mit Basalstroma. Sporen grünbräunlich, zweireihig in sehr langen, streng zylindrischen Schläuchen, 35—40 ⩽ 8—10 µ.

Eearle hat später eine *Otthia Clematidis* beschrieben (vgl. Syll. F. XVII p. 688) auf derselben Nährpflanze *Clematis ligusticifolia*, aus Colorado; nach der Beschreibung ist die Art völlig identisch und *Otthia fruticicola* (E. et E.) Theiß. et Syd. zu nennen.

III. Nicht gesehene, wahrscheinlich ebenfalls auszuschließende Arten.

21. P. rigida Ell. et Ev. — Journ. Myc. 1888 p. 62; Syll. F. IX p. 410.

Auf toten Nadeln von *Pinus rigida*, New Jersey.

22. P. Pentanisiae (Cke.) Sacc. Syll. IX p. 410.

Auf *Pentanisia*, Nyassa, Afrika.

23. P. sphaerotheca Pat. — Journ. de Bot. 1890 p. 63; Syll. F. IX p. 411.

Auf Compositen-Blättern, Tonkin.

24. P. circumdata (Kze.) Rehm — Cfr. Syll. F. IX p. 411.

Auf Palmenblättern.

25. dothideoides Pat. — Bull. Soc. Myc. France 1895 p. 221; Syll. F. XIV p. 470.

Auf Blättern von *Iresine*, Ecuador.

Novae fungorum species. – XV[1])

Autoribus H. et P. Sydow.

Aecidium Adenophorae-verticillatae Syd. nov. spec.

Aecidia hypophylla, maculis orbicularibus 3—5 mm diam. obscure brunneis insidentia, gregaria, irregulariter cupulata, 250—300 μ diam., margine albido inciso; cellulae peridii arcte conjunctae, subrhomboideae, 28—42 ⩽ 22—26 μ, pariete exteriore striato 4—7 μ crasso, interiore dense verrucoso ca. 3 μ crasso; sporae globosae, subglobosae vel ellipsoideae, minute verruculosae, subhyalinae, 20—26 ⩽ 18—22 μ, episporio 1½ μ crasso.

Hab. in foliis Adenophorae verticillatae, Kuzumake, prov. Rikuchu Japoniae, 6. 7. 1907, leg. M. Miura no. 139.

Das Exemplar wurde von uns früher (cfr. Annal. Mycol. XI, 1913, p. 111) als *Aec. Adenophorae* Jacz. auf Grund der von Jaczewski entworfenen Beschreibung seines Pilzes bestimmt, ist aber davon, wie der Vergleich zeigte, total verschieden. Die Art Jaczewski's weicht sowohl habituell wie durch ganz andere Peridienzellen und Sporen ab.

Aecidium leiocarpum Syd. nov. spec.

Aecidia hypophylla, in epiphyllo maculas minutas 2—4 mm diam. flavidas generantia, dense gregaria, cupulata, ca. 250—300 μ diam., margine revoluto inciso; cellulae peridii arcte conjunctae, oblongae, 18—26 ⩽ 16—21 μ; sporae angulato-globosae, ellipsoideae vel oblongae, subleves, subhyalinae, 15—23 ⩽ 12—16 μ, episporio 1 μ crasso.

Hab. in foliis Ocimi cani, Koilpatti, Tinnevelly, Madras Pres. Indiae or., 19. 1. 1913, leg. W. Mc Rae no. 59 (typus); in fol. Ocimi obovati in Natal, leg. J. M. Wood.

Unterscheidet sich von *Aec. Ocimi* P. Henn. durch kleinere Peridienzellen, sowie kleinere und fast glatte, sehr dünnwandige Sporen.

Aecidium melaleucum Syd. nov. spec.

Pycnidia epiphylla, copiosissime evoluta, plerumque per totam folii superficiem vel magnam ejus partem dense et fere aequaliter dispersa, rotundata, aterrima, nitida, 0,35—0,5 mm diam.; aecidia hypophylla, plerumque minus copiosa quam pycnidia, laxius dispersa, 0,4—0,5 mm diam., epidermide atrata diu tecta, dein la fissa ut vallo cincta, margine proprio tenuissimo albo inciso; cellulae peridii rhomboideae, 24—32 ⩽ 17—22 μ, pariete exteriore striato 7—9 μ crasso, interiore verrucoso 4—5 μ crasso;

[1]) Cfr. Annal. Mycol. XIV, 1916. p. 256

sporae ellipsoideae, ovatae vel oblongae, saepe angulatae, dense minuteque verruculosae, 20—27 ⩽ 15—18 µ, episporio pallide flavido vel subhyalino $1^1/_2$—$2^1/_2$ µ crasso, semper ad apicem valde incrassato (4—9 µ).

Hab. in foliis Mabae buxifoliae, Tirupati, Chittoor, Madras Presidency Indiae or., 18. 9. 1912, leg. W. Mc Rae no. 2, M. buxifoliae var. Ebenus, Tinakadu, Coimbatore, Madras Pres., 12. 5. 1912. leg. C. E. C. Fischer (W. Mc Rae no. 1).

Der Pilz wurde in Annal. Mycol. XI, 1913, p. 327 als *Aecidium bicolor* Sacc. aufgeführt, welcher Art er habituell völlig gleicht. Mikroskopische Unterschiede sind jedoch in den Sporen vorhanden; letztere sind bei *Aec. bicolor* rundlich oder nur wenig verlängert, mit gelber, überall gleichmäßig starker Membran versehen, bei *Aec. melaleucum* durchschnittlich kleiner, besonders schmaler, mit hellerer, an der Spitze stets stark verdickter Membran.

Aecidium musashiense Syd. nov. spec.

Aecidia hypophylla, singula saepe epiphylla, in epiphyllo maculas atro-fuscas generantia, praecipue ad nervos evoluta, partibus matricis leniter tumefactis insidentia et greges orbiculares vel elongatos 2—10 mm longos formantia, dense gregaria, breviter cylindracea, ca. 250—300 µ diam., margine albo erecto non vel lenissime denticulato; cellulae peridii oblongae, 22—27 ⩽ 17—21, pariete exteriore striato 5—7 µ crasso, interiore verrucoso 3—4 µ crasso; sporae angulato-globosae usque oblongae, dense minutissimeque verruculosae, subhyalinae, 16—20 ⩽ 12—17 µ, episporio 1—$1^1/_2$ µ crasso, ad apicem incrassato (2—6 µ), subinde etiam ad basim crassiore.

Hab. in foliis Vincetoxici spec., Ome, prov. Musashi Japoniae, 12. 6. 1910, leg. M. Miura no. 137.

Ist von *Aecidium Vincetoxici* P. Henn et Shirai ganz verschieden durch Habitus, andere Peridienzellen und stark verdickte Sporenmembran.

Aec. quintum Syd. nov. spec.

Pycnidia epiphylla, copiose in maculis atro-brunneis evoluta, 100—125 µ diam., primo mellea, mox atro-brunnea; aecidia hypophylla, greges mox minutos 1—2 mm diam., mox majores usque $1^1/_2$ cm diam. formantia, in maculis parum tumefactis dense disposita, breviter cylindracea, alba, margine inciso parum revoluto; cellulis peridii angulatis, 25—35 ⩽ 18—24, pariete exteriore 2—5 µ crasso levi, interiose grosse verrucoso saepe crassiore 3—6 µ crasso; sporae ovatae vel ellipsoideae, haud raro etiam oblongae, ubique dense minuteque verrucosae, 20—28 ⩽ 13—18, episporio $1^1/_2$—2 µ crasso, ad apicem incrassato (3—9 µ).

Hab. in foliis Elaeagni umbellatae, in monte Miyoko, prov. Echigo Japoniae, 28. 7. 1906, leg. J. Miyake.

Von dem auf derselben Nährpflanze vorkommendem *Aecidium Elaeagni umbellatae* Diet. ist die Art ganz verschieden. Mit der neuen Art sind nunmehr 5 asiatische Aecidien auf *Elaeagnus* bekannt geworden, 2 mit großen Peridienzellen und großen Sporen (*Aec. minoënse* Syd., *Elaeagni*

umbellatae Diet.), und 3 mit kleinen Zellen und kleinen Sporen (*Aec. Elaeagni* Diet., *Elaeagni latifoliae* Petch, *quintum* Syd.). Von den kleinsporigen Arten unterscheidet sich der neue Pilz sofort durch die mit stark verdickter Membran versehenen Sporen.

Aecidium viburnophilum Syd. nov. spec.

Pycnidia epiphylla, maculis brunneolis gregarie insidentia, flavo-brunnea, 90—130 μ diam., aecidia hypophylla, partibus matricis plerumque leniter tunefactis insidentia, greges 3—8 mm latos formantia, breviter cylindracea, 300 μ diam., albida, margine vix vel parum revoluto denticulato; cellulae peridii rhomboideae, 22—30 ⩽ 18—25, pariete exteriore irregulariter striato 7—11 μ crasso, interiore dense verrucoso 3—4 crasso; sporae irregulares, subglobosae, ellipsoideae vel oblongae, saepe angulatae, dense minuteque verruculosae, 18—26 ⩽ 15—18 μ, episporio $1^1/_2$—2 μ crasso.

Hab. in foliis Viburni Opuli, Ussuri, 1905, leg. Palozewski.

Von *Aec. Viburni* P. Henn. et Shirai durch Habitus und ganz andere Sporen verschieden.

Ustilago sphaerocarpa Syd. nov. spec.

Sori in ovariis evoluti eaque omnino destruentes, 3—5 mm longi, nudi pulverulenti, atri; sporae perfecte globosae, dense subtiliterque verruculosae, opacae, atro-brunneae, 15—18 μ diam.

Hab. in ovariis Festucae amplissimae, Popocatepetl, Mexico, 8. 9. 1908, leg. H. Schenck no. 371.

Mit *Ustilago Mulfordiana* Ell. et Ev. (= *Tilletia mixta* Mass., *Ustilago Festucae-tenellae* P. Henn.) verwandt, aber durch Habitus und die stets genau kugeligen, größeren Sporen verschieden.

Meliolina haplochaeta Syd. nov. spec.

Hypophylla, plagulas minutas discretas rotundatas 1—2 mm diam., velutinas aterrimas formans; mycelium ex hyphis breviusculis fuscidulis flexuosis simplicibus vel parce ramosis 4—5 μ crassis remote septatis haud hyphopodiatis compositum; perithecia pauca in quaque plagula, 150—180 μ diam.; setae circa perithecia dense stipatae, copiosae, simplices, erectae, 200—300 μ longae, 5—7 μ crassae, obscure brunneae, ad apicem plerumque rotundatae, rarius leniter attenuatae; asci oblongi vel oblongo-ovati, breviter pedicellati, 6—8-spori, 80—130 ⩽ 35—45 μ; sporae 2—3-stichae, oblongae, 3—septatae, non vel leniter constrictae, fuscae, 40—55 ⩽ 16—20 μ, utrinque ut plurimum attenuatae, sed apicibus obtusis, loculis extimis multo minoribus subinde minutissimis.

Hab. in foliis Metrosideros polymorphae, Nuuanu Pali, Oahu ins. Sandwicensium, 1. 12. 1909, leg. H. L. Lyon.

Amazonia polypoda Syd. nov. spec.

Thyriothecia amphigena, in plagulas minutas $^1/_2$—2 mm diam., dense disposita, facile secedentia, superficialia, orbicularia, 350—450 μ diam., radiatim ex hyphis rectis fuscidulis centro subopacis 6—8 μ crassis septatis (articulis 15—20 μ longis) ad peripheriam plerumque clavato-dilatatis com-

posita haud fimbriata, centro pluristratosa, ad marginem unistratosa; mycelium ex hyphis radiantibus longiusculis regularibus rectis fuscis 8—9 μ crassis laxe ramosis compositum; hyphopodia capitata copiosissima longa serie alternantia, subcylindracea vel oblongo-ovata, clavato-stipitata, semper integra, rotundata, 15—20 ⩽ 10—12 μ, cellula basali brevissima saepe vix conspicua; hyphopodia mucronata multo rariora, alternantia vel opposita, superne leniter tenuata, plerumque ca. 16—22 μ longa, basi 9—11 μ crassa; asci bispori, 50—60 ⩽ 20—25 μ; sporae oblongae, utrinque rotundatae, ad septa constrictae, fuscidulae, 35—42 ⩽ 14—18 μ, loculis fere aequalibus vel extimis paullo minoribus.

Hab. in foliis Straussiae Marinianae, Tantalus ridge, Oahu ins. Sandwicensium, 17. 9. 1909, leg. H. L. Lyon.

Die Art steht der *Amazonia psychotriicola* (P. Henn.) Theiß. sehr nahe und unterscheidet sich nur durch die langen, geraden, regelmäßig fingerförmig verzweigten, radiär verlaufenden Hyphen mit ganz regelmäßig angeordneten, sehr zahlreichen und sehr regelmäßigen, fast cylindrischen Hyphopodien, sowie durch etwas helleren Kontext der Thyriothecien.

Actinomyxa Syd. nov. gen. Microthyriacearum.

Thyriothecia superficialia, simplicia, contextu prosenchymatico radiante, mox histolysis ope in corpuscula irregularia dissoluta, mycelio nullo. Asci 8-spori, cylindraceo-clavati, paraphysati. Sporae clavulatae, hyalinae, transverse pluriseptatae.

Actinomyxa australiensis Syd. nov. spec.

Thyriothecia hypophylla, sparsa, punctiformia, in tomento folii nidulantia, superficialia, atra, planiuscula, 300—350 μ diam., contextu opaco centrali mox histolysis ope in corpuscula irregularia minuta vel majora dissoluta, peripherice dilutiora usque subhyalina ibique ex hyphis variae crassitudinis 3—6 μ crassis composita, articulis longiusculis; asci copiosi, radiantes, cylindraceo-clavati, ad apicem rotundati, subsessiles vel brevissime pedicellati, 56—65 ⩽ 8—10 μ, octospori, sat copiose paraphysati; sporae distichae, clavulatae, hyalinae, ad apicem rotundatae, ad basim plerumque leniter attenuatae, 3-septatae, non constrictae, 18—22 ⩽ 3—4 μ.

Hab. in foliis Lasiopetali ferruginei var. cordati in monte Wilson Australiae, 10. 1899, leg. Maiden (comm. J. Bornmüller).

Ein sehr interessanter Pilz, der im Gehäusebau an *Englerulaster* erinnert und wohl am besten als verschleimende Mikrothyriacee aufzufassen ist. Die Fruchtkörper bestehen aus undeutlich radiär angeordneten verhältnismäßig dicken Hyphen mit ziemlich langen Gliedern. Das erhabene zentrale, fast opake Zentrum verschleimt schon sehr frühzeitig und löst sich in ganz unbestimmte Komplexe auf. Die Verschleimung geht darauf weiter vor bis zur Peripherie der Gehäuse. Die peripherischen Hyphen sind viel heller gefärbt, hellbraun bis fast hyalin, mitunter leicht radiär ausstrahlend; von einem eigentlichen Myzel ist jedoch keine Spur vorhanden.

Pycnoderma Villaresiae Syd. nov. spec.

Membranis hypophyllis, sine maculis, per folii superficiem plus minus dense distributis, atris, 150—220 μ diam., plerumque ambitu orbicularibus, subinde lobatis, haud raro confluentibus, omnino superficialibus sub microscopio fuligineo-brunneis, centro opacis atro-fuscis, unistratosis, ex hyphis radiantibus creberrime septatis (articulis 4—6 μ longis et 3—4 μ latis) formatis; loculis seu pycnotheciis plus minus regulariter circa centrum sterile dispositis, 26—35 μ diam., ascum unicum vel paucos includentibus; ascis ovato-globosis, 22—28 ⩽ 18—22 μ, octosporis, aparaphysatis; sporis clavulatis vel oblongis, utrinque rotundatis vel ad apicem rotundatis ad basim attenuatis, rectis vel leniter inaequilateris, hyalinis, 3-septatis, cellula una alterave semel longitudinaliter vel oblique septata, non constrictis, 13—16 ⩽ $3^1/_2$—$4^1/_2$ μ.

Hab. in foliis Villaresiae Gongonhae Miers var. integrifoliae, Brasilia, Rio Grande do Sul, Palmeria, Estancia Luiz, 4. 1. 1906, leg. Alfred Bornmüller (comm. J. Bornmüller).

Belonioscypha hypnorum Syd. nov. spec.

Ascomata solitaria, turbinata, usque 0,4 mm lata, 0,8—1 mm alta, in sicco vix conspicua, in stipitem crassiusculum brevem subinde vix visibilem attenuata, aquoso-carnosa, pallide roseola, margine tenuiter fimbriato, contextu tenui flavido prosenchymatico; asci clavati ad apicem rotundati, deorsum sensim in pedicellum brevem attenuati, octospori, 150—180 ⩽ 15—20 μ, ad apicem J +; paraphyses ramosae, 2—3 μ latae, ad apicem dilatatae (4—5 μ) et jodi ope valde tinctae; sporae distichae, sive fusoideae et utrinque leniter attenuatae, sive clavatae et ad apicem rotundatae basi attenuatae, 3—5-septatae, non constrictae, hyalinae, 30—36 ⩽ 6—9 μ, primitus utroque polo appendicula distincta filiformi 10—12 μ longa sed mox decidua praeditae.

Hab. in fronde Hypni cupressiformis ad truncos quercinos, Dreistelzberg pr. Brückenau (Rhön) Germaniae, Jan.-Febr. 1916, leg. A. Ade.

Macrophoma Villaresiae Syd. nov. spec.

Pycnidia praecipue petiolicola vel ad nervum medianum evoluta, singula hypophylla, in petiolo dense disposita, subcuticularia, tecta, nitida, plus minus irregularia, 200—300 μ diam., globulosa vel applanata, atra, pariete exteriore crasso pluristratoso fere sclerotioideo parenchymatice e cellulis 6—8 μ diam. contexto opaco atro 25—35 μ crasso ad basim multo tenuiore, interiore fibroso-celluloso hyalino; sporophora simplicia, brevia; sporae ovatae vel ovato-oblongae, continuae, hyalinae, utrinque rotundatae, 13—18 ⩽ 8—10 μ.

Hab. in foliis, praecipue petiolis Villaresiae Gonconhae Miers, Palmeira, Beipreto, prov. Rio Grande do Sul Brasiliae, 29. 9. 1906, comm. J. Bornmüller no. 734.

Ascochyta Bornmüllerii Syd. nov. spec.

Pycnidia epiphylla, singula subinde hypophylla, plerumque per totam folii superficiem vel magnam ejus partem grisee decoloratam plus minus aequaliter densiusculeque distributa, lenticularia, atra, 80—130 μ diam., contextu fuligineo pseudopycnidiali; sporulae cylindraceae, spurie 1-septatae, utrinque obtusae vel uno fine subinde leniter attenuatae, hyalinae, 8—10 ⩻ 1,5—1,8 μ, sporophoris nullis.

Hab. in foliis languidis Phaseoli acutifolii Gray, Chihuahua, Mexico, 29. 9. 1886, leg. Pringle no. 728, comm. J. Bornmüller (ex herbario Haussknechtiano).

Cladosporium Hoveae Syd. nov. spec.

Caespituli hypophylli, irregulariter distributi, in tomento folii nidulantes, minuti, atro-olivacei; hyphae ascendentes, flexuosae, saepe etiam subdecumbentes, simplices vel parce ramosae, usque 250 μ longae, 4—5 μ crassae, fuscidulae, septatae (articulis 15—25 μ longis); conidia acro-pleurogena, solitaria, fuscidula, levia, sive brevia 1—septata ellipsoideo-oblonga 20—25 ⩻ 10—12 μ metientia typice cladosporioidea sive elongata 3—4-septata et 35—58 ⩻ 8—10 μ metientia, mox non, mox leniter constricta, variabilia.

Hab. in foliis Hoveae longifoliae Br. var. pannosae Benth., Brisbane river Australiae or., 1863—1865, leg. Amalie Dietrich, comm. J. Bornmüller (ex herbario Haussknechtiano).

Neue Literatur.

Arens, P. Eenige opmerkingen omtrent het beschimmelen van sheets (Med. Proefstat. Malang Z. J. XIII, 1916, p. 3—9).

Atkinson, G. F. The development of Lepiota cristata and L. seminuda (Mem. New York Bot. Gard. VI, 1916, p. 209—228, tab. 21—26).

Beardslee, H. C. Notes on a few species of Asheville fungi (Mycologia IX, 1917, p. 30—33, tab. IV).

Belgrave, W. N. C. A disease of Mangosteen trees (Agric. Bull. Feder. Malay States III, 1915, p. 229).

Bijl, P. A. van der. Die back of apple trees, caused by Cytospora leucostoma (Pers.) Sacc. (South Afric. Journ. Sc. XII, 1916, p. 547—557, 4 fig., 6 tab.).

Bijl, P. A. van der. Notes on a few diseases of Fodder grasses in Natal (Agric. Journ. South Africa IV, 1916, p. 37—39).

Bokorny, Th. Einiges über die Hefeenzyme (Biol. Centralbl. XXXVI, 1916, p. 475—493).

Boyce, J. S. Spore variation in Neopeckia Coulteri (Phytopathology VI, 1916, p. 357—359).

Brierly, W. B. Note on a Botrytis disease of fig trees (Kew Bulletin 1916, p. 225—229, 2 tab.).

Brinkmann, W. Beiträge zur Kenntnis der westfälischen Pilze. I. Die Thelephoreen (Thelephoraceae) Westfalens (44. Jahresber. des Westfäl. Provinzial-Vereins für Wissenschaft und Kunst (Bot. Sekt.) für das Rechnungsjahr 1915/16, Münster 1916, 50 pp. 2 tab.).

Broek, M. van den en Schenk, P. J. Ziekten en beschadigingen der tuinbouwgewassen. Dl. 1. Dierlijke en plantaardige parasieten (Groningen 1915, 8° 382 pp., 157 fig.).

Buchs, M., und Dittrich, G. Bemerkungen zu neuen Funden schlesischer Pilze. II. (Hedwigia LVIII, 1917, p. 332—341).

Chivers, A. H. An epidemic of rust on mint (Mycologia IX, 1917, p. 41—42).

Claussen, P. Über die Phylogenie pilzlicher Fortpflanzungsorgane (Verhandl. bot. Verein Prov. Brandenburg LVI, 1915, p. (28) (32)).

Cleff, W. Taschenbuch der Pilze. Beschreibung der wichtigsten eßbaren und schädlichen Arten, 5. Aufl. (Eßlingen 1916, kl. 8°. 123 pp., 46 tab.).

Cleland, J. B. Notes on Australian Fungi. No. II. Phalloides and Geasters (Journ. Proc. roy. Soc. N. S. Wales IL, 1915, p. 192—232).

Cook, M. T., and Schwarze, C. A. Two interesting diseases of greenhouse tomatoes (Phytopathology VI, 1916, p. 364—366, 1 fig.).

Diehl, W. W. Notes on an artificial culture of Rhizoctonia crocorum (Phytopathology VI, 1916, p. 336—340, 1 fig.).

Dittrich, G. Ein Todesfall nach dem Genuß von Inocybe frumentacea (Bull.) Bres. (Ber. Deutsch. bot. Ges. XXXIV, 1916, p. 424—427).

Dodge, B. O. and Adams, J. F. Notes relating to the Gymnosporangia on Myrica and Comptonia (Mycologia IX, 1917, p. 23—29, 1 fig., tab. II—III).

Doidge, E. M. Notes on some lucerne diseases (Agric. Journ. S. Africa III, 1916, p. 3—6, 1 tab.).

Emig, W. H. The occurrence in nature of certain yeast-like fungi with reference to their possible pathogenicity in the higher animals (Ann. Missouri bot. Gard. III, 1916, p. 243—307, 13 fig.).

Eriksson, J. Über den Ursprung des primären Ausbruches der Krautfäule, Phytophthora infestans (Mont.) de By., auf dem Kartoffelfelde (Arkiv för Botanik XIV, 1916, 72 pp., 6 tab., 5 fig.).

Evans, J. B. Pole. A sketch of the rise, growth and development of mycology in South Africa (S. Afric. Journ. Sc. XIII, 1916, p. 97—116).

Evans, J. B. Pole. Maize smut and dry rot of maize (Agric. Journ. S. Africa IV, 1916, p. 119—122).

Faull, J. H. Chondromyces Thaxteri, a new Myxobacterium (Botan. Gazette LXII, 1916, p. 226—232, tab. V—VI).

Fischer, Ed. Der Speziesbegriff und die Frage der Spezies-Entstehung bei den parasitischen Pilzen. (Verhandl. Schweiz. Naturforsch. Ges. 98. Jahresversamml. (1916) 1917, 21 pp.).

Fragoso, R. G. Algunos hongos que viven sobre Muscineas de la flora española (Bol. r. Soc. española Hist. nat. XVI, 1916, p. 367—370, 2 fig.).

Fromme, F. D. Facultative heteroecism (?) of Peridermium Harknessii and Cronartium Quercus (Phytopathology VI, 1916, p. 411—412).

Graff, P. W. Fungi and Lichens from the Island of Guam (Mycologia IX, 1917, p. 4—22).

Graves, A. H. Chemotropic reactions in Rhizopus nigricans (Mem. N. York Bot. Gard. VI, 1916, p. 323—331).

Güssow, H. T. Plant diseases and national wealth (Agric. Gazette Canada III, 1916, p. 211—213).

Haenicke, A. Vererbungsphysiologische Untersuchungen an Arten von Penicillium und Aspergillus (Zeitschr. f. Botanik VIII, 1916, p. 225—343).

Haskell, R. J. Potato wilt and tuber rot caused by Fusarium eumartii (Phytopathology VI, 1916, p. 321—327, 3 fig.).

Hawkins, L. A. Growth of parasitic fungi in concentrated solutions (Journ. Agric. Research VII, 1916, p. 255—260).

Hector, J. M. A plant disease survey of the county of Middlesex (Bull. Univers. College Reading XXVI, 1915, p. 1—82).

Hemmi, T. On the die-back disease of Paulownia tomentosa caused by a new species of Valsa (Bot. Mag. Tokyo XXX, 1916, p. 304—315, 4 fig.).

Hesler, L. R. Black rot, leaf spot and canker of pomaceous fruits (Bull. Cornell Univ. Agric. Exp. Stat. 1916, no. 379, p. 53—148).

Jaap, O. Verzeichnis der bei Triglitz in der Priegnitz beobachteten Fungi imperfecti (Verhandl. Botan. Verein Prov. Brandenburg LVIII, 1916, p. 6—54).

Jahn, E. Über Myxobacterien (Verhandl. bot. Verein Prov. Brandenburg LVI, 1915, p. (28)).

Johnson, J. Host plants of Thielavia basicola (Journ. Agric. Research VII, 1916, p. 289—300, tab. XVIII—XIX).

Johnston, J. R. Phytopathological work in the tropics (Phytopathology VI, 1916, p. 381—389, 1 fig.).

Jordi, E. Über die Empfänglichkeit von Phaseolus vulgaris L. für Bohnenrost (Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. XXVI, 1916, p. 374—375).

Keissler, K. von. Über die Botrytis-Krankheit von Galanthus und über Sclerotinia Galanthi Ludw. (Zeitschr. f. Gärungsphysiologie VI, 1917, p. 18—27, 2 fig.).

Kellerman, K. F. Coöperation in the investigation and control of plant diseases (Mem. N. York Bot. Gard. VI, 1916, p. 517).

Kern, F. D. Japanese species of Gymnosporangium (Mem. N. York Bot. Gard VI, 1916, p. 245—252).

Kniep, H. Beiträge zur Kenntnis der Hymenomyceten V. (Zeitschr. f. Botanik IX, 1917, p. 81—118, tab. I—III, 14 fig.).

Kossowicz, A. Die landwirtschaftliche und technische Verwertung der Mikroorganismen (Vorträge Ver. Verbr. naturw. Kenntn. Wien 1916, 28 pp.).

Kunkel, L. O. Further studies of the orange rusts of Rubus in the United States (Bull. Torr. Bot. Club XLIII, 1916, p. 559—569, 1 fig.).

Lendner, A. Les champignons comestibles et véneneux (Genève 1915, 8° 19 pp., 17 fig.).

Lindner, P. Eine nochmalige Nachprüfung des Verhaltens zweier Phycomycesstämme gegenüber verschiedenen Zuckerarten und ihres Zygosporenbildungsvermögens (Ber. Deutsch. bot. Ges. XXXIV, 1916, p. 448—452, 4 fig.).

Lingelsheim, A. Abnorme Fruchtkörper von Lentinus squamosus (Schaeff.) Schroet. (Agaricus lepideus Fr.) (Beihefte bot. Centralbl. II. Abt. XXXIV, 1916, p. 205—207, 1 tab.).

Link, G. K. K. A physiological study of two strains of Fusarium in their causal relation to tuber rot and wilt of potato (Botan. Gazette LXII, 1916, p. 169—209, 13 fig.).

Mains, E. B. The wintering of Coleosporium Solidaginis (Phytopathology VI, 1916, p. 371—372).

Maire, R. Schedae ad Mycothecam boreali-africanam. Ser. 2, fasc. 8—9 (Bull. Soc. Hist. nat. Afrique Nord VII, 1916, p. 294—303, 1 tab.).

Matz, J. A method to induce sporulation in cultures of Botryosphaeria Berengeriana (Phytopathology VI, 1916, p. 387—389, 1 fig.).

Maublanc, A., et Rangel, E. Alguns fungos do Brazil. Novos ou mal conhecidos (A Lavoura XVIII, 1914, p. 19—32, tab. IV—IX).

Melchers, L. E. Smuts of grain and forage crops in Kansas (Kansas Agric. Exp. Stat. Bull. no. 210, 1916, p. 1—38, 20 fig.).

Melhus, J. E., Rosenbaum, J., and Schultz, E. S. Spongospora subterranea and Phoma tuberosa on the Irish potato (Journ. agr. Research VII, 1916, p. 213—253).

Moesz, G. Gombák a Száva partjáról (Pilze von der Ufergegend der Száva) (Botanikai Közlem. 1916, p. 81—92, 5 fig., deutscher Text p. (21)—(25)).

Molliard. Rôle catalytique du nitrate de potassium dans la fermentation alcoolique produite par le Sterigmatocystis nigra (Compt. Rend. Acad. Sc. Paris CLXIII, 1916, p. 570—572).

Morse, W. J. Two apple-leaf troubles new to Maine (Maine Agric. Exp. Stat. Bull. no. 252, 1916, p. 186—190, fig. 26—27).

Morse, W. J. Further observations relative to the ability of the apple scab fungus to live over winter on young twigs (l. c., p. 191—192).

Murrill, W. A. Some fungi collected in Virginia (Mycologia IX, 1917, p. 34—36).

Murrill, W. A. New combinations (Mycologia IX, 1917, p. 40).

Murrill, W. A. Two new species of fleshy fungi (Mycologia IX, 1917, p. 40—41).

Nicholls, H. M. Root rot of fruit trees (Agric. Gaz. Tasmania XXIII, 1915, p. 293—298).

Overholts, L. O. The Polyporaceae of the middle western United States (Washington Univ. Studies III, 1915, 98 pp., 8 tab.).

Paillot, A. Microbes nouveaux parasites du hanneton (Compt. Rend. Acad. Sc. Paris CLXV, 1916, p. 772—774).

Pammel, L. H., King, C. M., and Seal, J. L. Studies on a Fusarium disease of corn and sorghum (Res. Bull. 33. Bot. Sect. Journ. Agric. Exp. Stat. 1916).

Patterson, F. W., and Charles, V. K. The occurrence of bamboo smut in America (Phytopathology VI, 1916, p. 351—356, 1 fig.).

Pratt, O. A. Control of the powdery dry rot of western potatoes caused by Fusarium trichothecioides (Journ. Agric. Research VI, 1916, p. 817—832, tab. 108).

Preissecker, K. Eine Blattkrankheit des Tabaks in Rumänien (Fachliche Mitteilungen der österr. Tabakregie Wien 1916, Heft 1—3, 15 pp. 4 tab.).

Rangel, E. Fungos parasitas do guando Cajanus indicus Spreng. (A Lavoura XVIII, 1914, p. 5—12, tab. I—III).

Reddick, D. Powdery mildew of grapes and its control in the United States (Rep. Internat. Cong. Viticulture 1915, publ. 1916, p. 117—125).

Reichert, J. Stephanoma strigosum Wallr. auf Lachnea gregaria Rehm (Hedwigia LVIII, 1917, p. 329—331, 2 fig.).

Reukauf, E. Der Rosenrost (Prometheus XXVII, 1916, p. 842—844, 6 fig.).

Rostrup, O. Bitrag til Danmarks svampe-flora. I. (Dansk. bot. Ark. II, 1916, p. 1—56, 43 fig., 3 tab.)

Rutgers, A. A. L. Bestrijdingsmiddelen tegen plantenziekten (Teysmannia XXVII, 1916, p. 365—389).

Rutgers, A. A. L. De Peronospora-ziekte der maïs (omo lijer) (Med. Labor. Plantenziekten Batavia 1916, no. 22, 30 pp., 7 tab.).

Rytz, W. Cytologische Untersuchungen an Synchytrium taraxaci de Bary et Woronin (Ber. schweiz. bot. Ges. 1916, p. XXIV—XXV).

Saccardo, P. A. Notae mycologicae. Ser. XX. (N. Giorn. bot. ital. XXIII, 1916, p. 185—234.)

Saito, K. Über die chemischen Bedingungen der Askenbildung bei Zygosaccharomyces major Takahashi et Yukawa. (V. M.) (Bot. Mag. Tokyo XXX, 1916, p. (249)—(256).) — Japanisch.

Sartory, A. Contribution à l'étude anatomique et histologique de certains champignons agaricinés (Compt. Rend. Soc. Biol. Paris LXXIX, 1916, p. 1002—1003).

Schellenberg, H. C. Über die Entwicklungsverhältnisse von Mycosphaerella Fragariae (Tul.) Lindau (Actes Soc. helvét. Sc. Nat. XCVII, 1916, p. 212).

Schmitz, H. Preliminary note on the occurrence of Peridermium balsameum in Washington (Phytopathology VI, 1916, p. 369—371, 2 fig.).

Schneider, A. A parasitic Saccharomycete of the tomato (Phytopathology VI, 1916, p. 395—399, 4 fig.).

Seaver, F. J. Bermuda fungi (Mem. New York Bot. Gard. VI, 1916, p. 501—511).

Seaver, F. J. Photographs and descriptions of cup-fungi — V. Peziza Proteana and Peziza violacea (Mycologia IX, 1917, p. 1—3, tab. I).

Stakman, E. C., and Piemeisel, F. J. Infection of timothy by Puccinia graminis (Journ. Agric. Research VI, 1916, p. 813—816).

Steidler, E. Hymenomycetes moravici. Zur Kenntnis der mährischen Fleischpilze (Mitteil. Komm. naturw. Durchforsch. Mährens bot. Ant. Brünn 1916, 15 pp.).

Stevens, F. L. The genus Meliola in Porto Rico (Illinois Biol. Mon. II, 1916, p. 1—86, tab. I—V).

Stevens, F. L. A convenient, little known method of making micromounts of fungi (Phytopathology VI, 1916, p. 367—368).

Stoddard, E. M., and Moss, A. E. Cutting out chestnut blighted timber (Rep. Connecticut Agric. Exp. Stat. New Haven Conn. 1915, publ. 1916, p. 488—496).

Taubenhaus, J. J. A contribution to our knowledge of silver scurf Spondylocladium atrovirens Harz) of the white potato (Mem. N. York Bot. Gard. VI, 1916, p. 549—560, tab. 41—43).

Thaxter, R. New or critical species of Chitonomyces and Rickia (Proceed. Amer. Acad. Arts and Sc. LII, 1916, p. 1—54).

Thom, Ch., and Currie, J. N. Aspergillus niger group (Journ. Agric. Research VII, 1916, p. 1—15).

Tisdale, W. H. A Melanconium parasitic on tomato (Phytopathology VI, 1916, p. 390—394, 3 fig.).

Tisdale, W. H. Relation of soil temperature to infection of flax by Fusarium Lini (Phytopathology VI, 1916, p. 412—413).

Trelease, W. Thomas Jonathan Burrill (Botan. Gazette LXII, 1916, p. 153—155).

Venkata Rau, M. K. Some disease on trees in Mysore caused by a species of Phytophthora (Journ. Bombay Nat. Hist. Soc. XXIV, 1916, p. 615).

Vincens, F. Sur le développement et la structure du périthèce d'une Hypocréacée (Compt. Rend. Acad. Sc. Paris CLXIII, 1916, p. 572—575).

Waksman, S. A. Do fungi live and produce mycelium in the soil? (Science II. Ser. XLIV, 1916, p. 320—322).

Weir, J. R. Keithia thujina, the cause of a serious leaf disease of the western red cedar (Phytopathology VI, 1916, p. 360—363, 2 fig.).

Weir, J. R. Phacidium infestans on western conifers (Phytopathology VI, 1916, p. 413—414).

Weir, J. R. and Hubert, E. E. Successful inoculations of Larix occidentalis and Larix europaea with Melampsora Bigelowii (Phytopathology VI, 1916, p. 372—373).

Weir, J. R., and Hubert, E. E. A successful inoculation of Abies lasiocarpa with Pucciniastrum pustulatum (Phytopathology VI, 1916, p. 373).

Westerdijk, J. De sklerotiën-ziekte van de tabak (Med. Deli Proefstat. X, 1916, p. 30—40, 2 tab.)

Willis, M. A. A root disease of prunes (Phytopathology VI, 1916, p. 368—369).

Yasuda, A. Eine neue Art von Polystictus (Bot. Mag. Tokyo XXX, 1916, p. 291—292, 1 fig.).

Yasuda, A. Eine neue Art von Thelephora (Bot. Mag. Tokyo XXX, 1916, p. 345—346, 2 fig.).

Zikes, H. Über den Einfluß des Rohrzuckerzusatzes zur Würze auf die Biologie der Hefe (Centralbl. f. Bakt. II. Abt. XLVI, 1916, p. 385—390).

Britton, N. L. The vegetation of Anegada (Mem. N. York Bot. Gard. VI, 1916, p. 565—580).

Hebden, F. The Lichen flora of Harden Beck Valley (Naturalist 1916, p. 159—162).

Hesse, O. Die Verwendung der Flechten als Nahrungs- und Futtermittel (Leipzig, J. A. Barth, 1916, 8°, 19 pp.).

Hillmann, J. Ein neuer Standort für Lecanora Heidelbergensis Nyl. (Hedwigia LVIII, 1917, p. 281—282).

Senft, E. Beitrag zur Anatomie und zum Chemismus der Flechte Chrysothrix Nolitangere Mont. (Ber. Deutsch. bot. Ges. XXXIV, 1916, p. 592—600, 1. tab.).

Victorin, M. Mosses, hepatics, and lichens of the quartzite hills of the Kamouraska formation, Quebec, Canada (Bryologist XIX, 1916, p. 60—64).

Referate und kritische Besprechungen[1]).

Brinkmann, W. Beiträge zur Kenntnis der westfälischen Pilze. I. Die Thelephoreen (Thelephoraceae) Westfalens (44. Jahresber. des Westf. Provinz. Ver. f. Wiss. u. Kunst f. das Rechnungsjahr 1915/16, Bot. Sect. Münster 1916, 50 pp. 2 tab.).

Verf. versucht hier seine Kenntnisse über die westfälischen Thelephoraceen zusammenzufassen und eine Monographie der Familie zu geben. Zu der Familie der *Thelephoraceae* rechnet er die *Corticieae* mit hinzu, so daß im ganzen 21 Gattungen hier vereinigt sind.

Halten wir uns an die Einteilung des Verf., so kommen zuerst die erdbewohnenden, dann erst die holzbewohnenden Arten; zu ersteren 4 Gattungen. *Craterellus* Pers. mit 4 Arten. *Bresadolina* Brinkm. mit einer Art, der früheren *Thelephora pallida*. *Cristella* Pat. mit der Art *Cr. fastidiosa* = *Thelephora fastidiosa*. Endlich *Thelephora* Ehrh. mit 7 Arten.

Die holzbewohnenden Formen sind reichhaltiger, da sie 17 Gattungen umfassen. *Hymenochaete* Lév. mit 6 Arten, *Lloydella* Bres. mit 3 Arten. *Peniophora* Cke. hat 21 Arten; diese teilt er in 2 Gruppen, deren erste 3 Arten umfaßt. *Gloeocystidium* Karst. hat 12 Arten. *Gloeopeniophora* v. Höhn. et Litsch. hat 4 Arten. *Aleurodiscus* Rabenh. mit 6 Arten, *Asterostromella* v. Höhn. et Litsch. mit 1 Art, *Stereum* Fries mit 7 Arten, *Cytidia* Quél. mit 1 Art. *Corticium* Pers. mit 2 Gruppen, deren erste 7, deren 2. dagegen 19 Arten hat. Von diesen tauft er *C. flavescens* Bres. in *C. teutoburgense* Brinkm. um. *Vuilleminia* Maire hat 1 Art, *Coniophorella* Karst. 2 Arten, *Coniophora* Fr. 3 Arten, *Tomentellina* 1 Art. *Tomentella* Pers. hat 4 Gruppen, deren erste mit weißen, grauen oder isabellfarbigen Hymenien 4 Arten umfaßt. Die 2. mit grünlichen, gelben bis olivbraunen Hymenien hat 5 Arten, die 3. mit roten Hymenien 4 Arten und die 4. mit dunkelbraunen usw. Hymenien 5 Arten. *Gloeotulasnella* v. Höhn. et Litsch. hat 1 Art, *Tulasnella* Schroet. 4 Arten.

Wenn wir die Pilze überblicken, so fällt vor allem ihr großer Formenreichtum auf, nicht weniger als 131 Arten. Hierbei ist zu bedenken, daß Brinkmann hauptsächlich die Pilze seines Landstriches berücksichtigt und nur vereinzelt aus anderen Gegenden Westfalens aufnimmt.

---

[1]) Die nicht unterzeichneten Referate sind vom Herausgeber selbst abgefaßt.

Die Gattungen sind nach v. Höhnel und Litschauer gegeben, die die alten Einteilungen verworfen und dafür eine neue ausgearbeitet haben. Diese begründet sich hauptsächlich auf dem Bau des Hymeniums. Deshalb gibt Brinkmann auf den ersten Seiten eine Schilderung des Baues der Fruchtkörper, ihrer Basidien und der dazwischen befindlichen verschiedenartigen Cystiden. Die einzelnen Gattungen enthalten Arten aus allen möglichen älteren Gattungen, auf die hier nicht eingegangen werden kann, weil v. Höhnel dafür bereits die Begründung gegeben hat.

Die Arbeit, welche eine bedeutende Förderung der westfälischen Pilzkunde verspricht, ist eine nachgelassene des Verf. Er hat die Absicht gehabt, noch weitere westfälische Pilze zu behandeln und mit dieser den Anfang zu machen. G. Lindau (Dahlem).

Moesz, G. Gombák a Száva partjáról (Pilze von der Ufergegend der Száva) (Botan. Közlem. 1916, p. 81—92, 5 fig.).

Aufzählung der meist in der Umgegend von Kupinovo an der Save gesammelten Pilze nebst einzelnen kritischen Bemerkungen. Neu für Ungarn sind *Urophlyctis pulposa*, *Uromyces Galegae*, *Septoria Bidentis*, *Cercospora Galegae*, *C. Medicaginis*, *Fusarium corallinum*. Als neue Art wird *Lachnea lutea* beschrieben.

Die häufige *Phleospora Mori* wird als *Fusarium maculans* Sandri 1842 mit zahlreichen Synonymen aufgeführt. Wie dies schon Diedicke empfohlen hat, ist auch nach dem Verf. der Pilz vorläufig am besten als *Fusarium* anzusehen.

Culpepper, Ch. W., Foster, A. C., and Caldwell, J. S. Some effects of the blackrot fungus, Sphaeropsis malorum, upon the chemical composition of the apple (Journ. of Agric. Research, VII, 1916, p. 17—40).

Als Vergleich dienten normale reife Früchte des roten Astrachan und zwei verschieden fortgeschrittene Stadien derselben Sorte, die von *Sph. malorum* befallen waren. Der Wasserverlust ist gering, er erreichte bis zur völligen Fäulnis nur 4,61 % des ursprünglichen Gewichts, dagegen erreichte der Verlust an Trockensubstanz 6,80 %. Durch Alkohol, Äther, Wasser und Alkohol wurde aus gesunden Früchten 78,94 %, aus völlig erkrankten 65,14 % der festen Substanz ausgezogen. Der Verlust beginnt während der Fäulnis langsam, steigt aber mit dem Fortschreiten rasch. Beim Beginn der Pilzzerstörung tritt zunächst ein Fallen, dann aber eine Erhöhung der Lipoidsubstanzen ein; die dafür gefundenen Zahlen betrugen 83,17 % bei halbfaulen Früchten, bei ganz faulen aber 121,48 gegen 100 in gesunden. Die durch Alkohol, Wasser und Äther ausgezogenen stickstoffhaltigen Substanzen erfahren bei fortschreitender Fäulnis eine ständige Verringerung, in dem in diesen Mitteln unlöslichen Teil eine annähernd gleiche Steigerung. Dies deutet darauf hin, daß der Pilz die löslichen Nitrate zum Aufbau unlöslicher, also von Proteinnitrat benutzt. Dabei gehen geringe Mengen Stickstoff verloren, die in Form von Ammoniak entweichen.

Aus den Untersuchungen geht weiter hervor, daß der Pilz fähig ist, sowohl den Lipoid- als auch den Proteinphosphor zu einfachen wasserlöslichen Verbindungen zu reduzieren und ihren Phosphor zum Aufbau neuer komplexer Phosphorverbindungen zu benutzen.

Die mineralischen Bestandteile werden mit dem Fortschreiten der Fäulnis in lösliche Verbindungen übergeführt, so daß der Mineralgehalt in den Lösungen von 68,22 % auf 85,11 % der Asche stieg.

Zucker wird rasch abgebaut, Monosaccharide jedoch vollkommener (bis zu 10 % der Menge in gesunden Früchten), als Disaccharide (45,04 %). Dagegen wird Stärke nicht angegriffen. Die übrigen hydrolisierbaren Kohlehydrate werden vermehrt. Die Säure geht auf etwa ein Dritteil zurück (0,9288 auf 0,3086 %), bei Impfungen von Apfelbrei mit künstlichen Kulturen geht dieser Abbau noch rascher und vollkommener vor sich. Während der Fäulnis ist ständige Alkoholbildung zu beobachten.

Wegen der Einzelheiten der inhaltreichen Arbeit muß auf das Original verwiesen werden. Appel (Dahlem).

Eriksson, Jakob. Über den Ursprung des primären Ausbruches der Krautfäule, Phytophthora infestans (Mont.) de By., auf dem Kartoffelfelde. Vortrag gehalten beim Niederlegen des Präsidiums in der Kgl. Schwed. Akademie der Wissenschaften am 12. April 1916 (Arkiv för Botanik 1916, 72 pp., 6 tab., 5 fig.).

Bekanntlich klafft in der Kenntnis der durch *Phytophthora infestans* hervorgerufenen Kraut- und Knollenfäule der Kartoffel noch eine große Lücke, da noch nicht mit Sicherheit festgestellt werden konnte, wie der Pilz überwintert und wie das verhältnismäßig späte Neuauftreten im nächsten Jahre zustande kommt. Der Verf. wendet sich nun erneut diesem theoretisch und praktisch gleich wichtigen Problem zu.

Nach einer kurzen Einleitung über die Einführung der Kartoffel und das erste Auftreten der Krankheit in Europa beschäftigt sich E. zunächst (A.) mit den „älteren und neueren Hypothesen zur Erklärung der Neuentstehung der Krankheit an der neuen Kartoffelvegetation." Er führt 6 Hypothesen auf, nämlich 1. Überwinterndes Myzel aus der kranken Kartoffelknolle durch den Trieb heranwachsend (Berkeley, de Bary); 2. Myzel in der Erde fortlebend (Kühn, Brefeld); 3. Dauersporen des Pilzes (W. G. Smith, Wilson, Smorawski); 4. Plasmastadium des Pilzes (W. G. Smith, Wilson); 5. Myzel in der kranken Knolle überwinternd, an deren Oberfläche fruktifizierend, und Konidien von da aus das Laub infizierend (Hecke); 6. Myzel in der ganzen Kartoffelpflanze latent vorhanden (Massee).

Einen neuen Abschnitt (B.) widmet E. den „neueren eingehenden Untersuchungen" von Clinton, Jones, Lutman und Giddings; Pethybridge und Murphy, sowie von Melhus und faßt dann den heutigen Stand des Phytophthoraproblems (C.) dahin zusammen, daß die Lösung der Hauptfrage trotz aller Arbeiten im wesentlichen nicht fortgeschrittener sei,

als vor etwa 70 Jahren. Und darin hat er zweifellos recht, denn auch heute noch ist die empfindliche Lücke, die in dem Fehlen einer sicheren, allgemein anerkannten Erklärung für die Übertragung von einem Jahre auf das andere besteht, noch nicht ausgefüllt. Nach Ablehnung der meisten Hypothesen weist E. besonders auf die von Smith und Wilson hin, die bis jetzt von keiner Seite angenommen worden ist und die dahin geht, daß im Innern der Kartoffelpflanze überall ein latentes Plasmastadium vorhanden sei.

In dem Teile D. „Eigene Studien und Wahrnehmungen" sucht E. nun diese Theorie, die mit seiner Mykoplasmatheorie übereinstimmt, zu beweisen. Als hauptsächlichste Stütze sieht er folgende Tatsachen an: Der erste Ausbruch der Krankheit an Mistbeetpflanzen findet sich an den Stengeln, dabei ist sofort eine so große Fläche gleichmäßig erkrankt, daß eine Infektion von einer kleinen Stelle aus nicht in Betracht zu kommen scheint, sondern von E. ein Ausbruch von Innen heraus angenommen wird. Bei der mikroskopischen Untersuchung von sehr zahlreichen Mikrotomschnitten der Stiele der zuerst befallenen Blätter fand sich kein Myzel. Die anatomische Untersuchung der Blattflecke ergab, daß die noch scheinbar gesunden Zellen der Umgebung, die im allgemeinen noch normal erscheinen, kleine, schwarze Pünktchen zeigen; nach dem Innern der Flecke zu folgt eine hellere Zone, in der eine Auflösung der Chlorophyllkörner beginnt, während das Plasma dicker und trüber wird. Dann werden 3 bis 6 Nukleolen unterscheidbar, Myzel ist aber immer noch nicht vorhanden. Hierauf folgt ein Stadium, in dem sich das trübe Plasma der Pallisadenzellen an gewissen Teilen der Zelle anhäuft, wobei gleichzeitig eine Lösung der Nukleolen eintritt. Dieser Vorgang findet im Schwammparenchym nicht statt. In diesem so veränderten Pallisadengewebe finden sich die jüngsten Myzelfäden, die stets in den Interzellularen an den Stellen zu finden sind, an denen in den anliegenden Zellen die Plasmaanhäufungen zu sehen sind. E. nimmt an, daß diese Myzelien durch den Austritt von Plasma aus dem Innern der Zelle in dem Interzellularraum entstehen.

Die Myzelien zeigen verschiedenes Wachstum. Die einen bleiben dünn, einzelne ihrer Nukleolen vergrößern sich, während andere fast verschwinden. Die Fadenstücke, in denen die vergrößerten Nukleolen vorhanden sind, grenzen sich durch Querwände ab und lösen sich vom Faden; sie stellen Oogonanlagen dar und E. bezeichnet daher diese Fäden als feminine. Außerdem gibt es viel dickere, unregelmäßige Fäden, deren Plasma gleichmäßiger verteilt ist und die nur spärlich kleinere Nukleolen enthalten; diese werden als maskuline Fäden aufgefaßt. Ihre Zweigspitzen wirken wie Antheriden. In dem toten und halbtoten Gewebe wurden dickwandige Oosporen von 20–38 μ Durchmesser aufgefunden. Diese keimen aber sofort wieder aus, und zwar vielfach, indem sie durch die Spaltöffnungen einen Faden treiben, an dessen Verzweigungen die bekannten Sporen ent-

stehen. Danach nimmt E. an, daß die Oosporen nur kurzlebig sind und nicht für die Überwinterung in Frage kommen.

Soweit Eriksson. In eine Diskussion der Mykoplasmatheorie im allgemeinen möchte ich mich hier nicht einlassen, aber ich möchte doch darauf hinweisen, daß sich verschiedene Beobachtungen auch anders erklären lassen. Besonders gilt dies für die Veränderung in den Zellen an der Peripherie der erkrankten Blattflecke, die man zwanglos auf die vom Pilz erzeugten Ausscheidungs- und Umsetzungsprodukte zurückführen kann. Alles das ist experimentell erfaßbar und bedarf dringend weiterer Bearbeitung, bei der dann auch die Eriksson'schen Ansichten zweifellos eine endgültige Wertung finden werden. Appel (Dahlem).

Johnson, James. Host plants of Thielavia basicola. (Journal of Agricult. Research VII, 1916, p. 289—300, tab. XVIII—XIX.)

In der Literatur finden sich 39 Wirtspflanzen für Thielavia basicola angegeben; von diesen prüfte Verf. 32 durch Auspflanzen in Boden, der von stark *Thielavia*-kranken Feldern entnommen war und erhielt bei 25 Infektionen. Nicht infiziert wurden: *Phaseolus multiflorus*, *Nicotiana rustica*, *Scorzonera hispanica*, *Daucus carota*, *Apium graveolens*, *Beta vulgaris* und *Pastinaca sativa*. Außer den bisher bekannten wurden noch weitere 66 Arten als Nährpflanzen für *Thielavia* erkannt, von denen 28 den Leguminosen, 20 den Solanaceen, 7 den Cucurbitaceen und die übrigen verschiedenen Familien angehören. Überhaupt stellen die drei genannten Familien die Hauptzahl der Wirtspflanzen.

Die Empfänglichkeit der einzelnen Arten ist sehr verschieden, dagegen scheinen keine spezialisierten Formen des Pilzes vorhanden zu sein. Mit *Thielavia* von Tabak konnten nahezu 100 verschiedene Arten infiziert werden. Der Ort der Infektion ist nicht bei allen Pflanzen der gleiche, während z. B. der Tabak meist an den jüngeren Wurzeln befallen wird, findet sich bei den Cucurbitaceen die Infektionsstelle gewöhnlich am Stamm dicht unter der Erdoberfläche. Bei *Pisum*, *Phaseolus* und *Lupinus* sind zunächst die unterirdischen Stammteile und die dicken Wurzeln, bei *Viola tricolor* und *Phlox* dagegen die feinsten Wurzelenden angegriffen.

Auch das Auftreten der Perithezien ist nach den Wirtspflanzen verschieden. Am häufigsten waren sie bei *Cucumis maxima*, *Robinia pseudacacia*, *Cytisus scoparius* und *Nicotiana tabacum* zu finden. Die Chlamydosporen werden bei manchen Wirtspflanzen im Innern der Zellen gebildet und sind dann häufig ungleichmäßig entwickelt, bei anderen, wie *Linaria* und *Cucumis*, werden sie außerhalb und unregelmäßig ausgebildet. Auch ihre Farbe variiert stark zwischen tiefblau-schwarz bei *Cucumis* und lichtbraun bei *Nicotiana*. Appel (Dahlem).

Keissler, K. von. Über die Botrytis-Krankheit von Galanthus und über Sclerotinia Galanthi Ludw. (Zeitschr. f. Gärungsphysiologie VI, 1917, p. 18—27, 2 fig.).

Botrytis galanthina (B. et Br.) Sacc. verursacht bekanntlich an Schneeglöckchenkulturen beträchtlichen Schaden; in der freien Natur war der Schädling bisher nicht beobachtet worden. Spezielles Suchen nach dem Pilze an natürlichen Standorten von *Galanthus nivalis* in der Umgebung Wiens war erfolgreich; der Pilz tritt also auch in der freien Natur auf. Auch die bereits einige Male in der Kultur beobachteten Sclerotien wurden an natürlichen Standorten von *Galanthus*, allerdings nie häufig, beobachtet. Gewöhnlich sind sie hier dicht nebeneinander sitzend an den Blättern entwickelt, die infolge des Befalles durch die *Botrytis*-Rasen welk und abgestorben sind. Der von Ludwig betonte genetische Zusammenhang zwischen der *Botrytis* und der *Sclerotinia* war von Sorauer angezweifelt worden. Nach den Wahrnehmungen des Verf. muß jedoch der genetische Zusammenhang zwischen den beiden Stadien als wahrscheinlich angenommen werden. Von besonderem Interesse ist, daß Verf. am natürlichen Standorte auch die *Sclerotinia Galanthi* entdeckte, die seit Ludwig nicht wieder beobachtet worden ist. Verf. ist nach seinen Wahrnehmungen der Ansicht, daß Ludwig's Annahme von der Zusammengehörigkeit der *Sclerotinia* mit dem *Botrytis*- und *Sclerotium*-Stadium berechtigt sein dürfte; eine Verwechslung der *Scl. Galanthi* etwa mit *Scl. tuberosa* oder *Scl. Ficariae*, welche beide im Freien an ähnlichen Standorten auftreten, erscheint angesichts der vom Verf. konstatierten morphologischen Unterschiede ausgeschlossen zu sein.

Preissecker, K. Eine Blattkrankheit des Tabaks in Rumänien (Fachliche Mitteil. der österr. Tabakregie Wien 1916, Heft 1—3, p. 4—15, 4 tab.).

Die im Sommer 1915 in Rumänien auf ungarischem Theißtabak beobachtete Blattkrankheit äußert sich in dem Auftreten verschieden gestalteter weißlicher oder brauner, dunkler umrandeter Flecke, denen sich häufig sekundär entstehende ähnliche Fleckenfelder peripherisch angliedern, so daß die Nekrose ganze Blatteile ergreifen kann. Die Krankheit wird durch eine neue Varietät *tabaci* von *Alternaria Brassicae* (Berk.) verursacht. Die zum Zwecke der Bestimmung des Pilzes vorgenommenen Untersuchungen einer Reihe anderer nahestehender Pilze führten den Verf. dazu, eine neue Übersicht über *A. Brassicae* mit ihren Varietäten zu geben. Verf. unterscheidet außer der Hauptform noch die Varietäten *Dauci* (Kühn) Lindau, *Solani* (Schenk), *putrefaciens* (Fuck.), *tabaci*. Das *Macrosporium Brassicae* Berk. wird zu der Hauptform, *M. Solani* Ell. et Mart. zu der var. *Solani* gezogen. Der neue Tabakpilz wurde schon vorher in Ungarn, Galizien, Dalmatien, Serbien und Mazedonien beobachtet. Er ist ein Saprophyt oder höchstens ein Schwächeparasit.

Rutgers, A. A. L. De Peronospora-ziekte der Mais (Omolijer) (Mededeelingen van het Laboratorium voor plantenziekten No. 22, Batavia 1916, 30 pp., 7 tab.).

Unter dem Namen „Lijer"-Krankheit des Mais ist seit etwa 25 Jahren eine Erscheinung bekannt, die sehr verderblich ist und überall auf der Insel

sowie auf Madoera und Atjeh bis zur einer Höhe von 4000 Fuß auftritt. Man unterscheidet zwei Formen der Krankheit je nach der Zeit des Befalles. Frühzeitig befallene Pflanzen sind kümmerlich, von gelblicher Farbe mit schmalen Blättern; bei späterem Befall wird der Habitus der Pflanze nicht verändert, aber die Blätter bekommen gelbe Streifen. Die früh befallenen Pflanzen werden welk und sterben vorzeitig ab, die später befallenen können unter Umständen ihre Samen noch ausreifen.

Hervorgerufen wird die Krankheit durch *Peronospora Mayidis* Rac., die nicht zu verwechseln ist mit dem Erreger einer sehr ähnlichen Krankheit, die Butler beschrieben hat. Der Butlersche Pilz gehört zur Gattung *Sclerospora*, da die Konidien eine kleine Papille haben. *Peronospora Mayidis*, die sehr ausführlich beschrieben wird, hat außer Konidien auch Chlamydosporen und Oosporen, die in den absterbenden Teilen der jungen Pflanzen, besonders den Blattspitzen, entstehen. Junge Pflanzen können, wie Raciborski gezeigt hat, durch Konidien infiziert werden, ob dies aber normalerweise auf dem Felde erfolgt, ist fraglich, da eine Infektion von Pflanze zu Pflanze gewöhnlich nicht zu beobachten ist. Versuche, durch Infektion des Bodens die Krankheit hervorzurufen, hatten keinen Erfolg; da aber im Feld unter natürlichen Bedingungen diese Art der Übertragung nicht ausgeschlossen schien, wurden auch Versuche mit Bodendesinfektion durch Schwefelkohlenstoff, Ammoniak (Kalk und Ammoniumsulfat), Kaliumpermanganat und Formalin gemacht. Diese Behandlungen hatten jedoch keinen Einfluß. Da in einem Falle die Benutzung von Samen kranker Pflanzen kranke Pflanzen ergab, wurde Heißwasserbehandlung versucht. Wasser von 60° bei halbstündiger Einwirkung hatte jedoch den Erfolg, daß die Zahl der befallenen Pflanzen auf das Doppelte stieg. Appel (Dahlem).

Stewart, V. B. The leaf blotch of horse-chestnut. (Cornell University, Agricult. Exp. Stat. Bull. no. 371, Ithaca N. Y., 1916, p. 411—419, tab. X.)

Die Blattfleckenkrankheit der Roßkastanie (*Aesculus hippocastanum* und *Ae. glabra*) kommt in Nordeuropa wenig, in Südeuropa weit verbreitet vor, schwere Schäden scheint sie aber nur in Amerika hervorzurufen. Besonders leiden Baumschulenpflanzen darunter. Hervorgerufen wird sie durch *Guignardia Aesculi* (Peck) Stewart, deren Pykniden im Sommer auf den abgestorbenen Blattflecken erscheinen und durch die Blattoberseite durchbrechen. An den abgefallenen Blättern werden im Winter die Perithezien gebildet. Zur Bekämpfung müssen daher möglichst alle abgefallenen Blätter untergegraben oder verbrannt werden. Außerdem soll bald nach dem Laubausbruch mit einem Gemisch von 90 Teilen Schwefel und 10 Teilen Bleiarsenat gestäubt oder mit einer Schwefelkalkbrühe (1 : 50) gespritzt werden. Die Behandlung ist zweimal in Abständen von zwei oder drei Wochen zu wiederholen. Appel (Dahlem).

Thom, Charles, and Currie, J. N. Aspergillus niger group. (Journ. of Agric. Research VII, 1916, p. 1—15.)

Um festzustellen, ob alle Formen und Herkünfte von *Aspergillus niger* in gleicher Weise Oxalsäure erzeugen, wurden 20 verschiedene Formen aus dem Verwandtschaftskreis von *Asp. niger* in Czapekscher Lösung unter Zusatz von 5 % Zucker 2 Tage bei 30°, dann bei 20° Cels. kultiviert. Alle 20 Stämme bildeten Oxalsäure, deren Menge im allgemeinen nach 14 Tagen am höchsten war. Die gebildeten Mengen waren sehr verschieden, im Höchstfall wurden 182,90 ccm $^1/_{10}$ N.-Natronlauge zur Neutralisation von 50 ccm Kulturflüssigkeit verbraucht, im Mindestfall 14,70 ccm, beides nach 14tägiger Kultur. Um festzustellen, ob die Höhe der Oxalsäureproduktion eine einigermaßen feststehende Eigenschaft ist, wurden 10 Stämme zunächst 5 Wochen lang unter 7maligen Umimpfen auf Czapekschem Agar, Raulinscher Flüssigkeit, Agar und Fleisch-Pepton-Agar kultiviert und dann auf ihre Oxalsäureproduktion geprüft. Die Kulturen auf Czapeks und Raulins Nährboden bildeten ganz allgemein mehr Oxalsäure als die anderen, aber das Verhältnis zwischen den einzelnen Stämmen blieb überall dasselbe. Immerhin reichen diese Verschiedenheiten nicht zur Aufstellung einzelner Arten aus, und da auch die morphologischen Merkmale nicht dazu genügen, die große Zahl der beschriebenen Arten zu charakterisieren, so kommen die Verf. zur Bildung folgender Gruppen:

I. Sterigmen einfach, etwa 20 µ lang, *A. nanus* Mont.
II. Sterigmen zweifach, die primären 20—30 µ lang.
  a) schwarz *A. niger* von Tiegh.
  b) braun *A. cinnamomeus* Schiem. und *A. Schiemanni* Thom.
III. Wie II, aber primäre Sterigmen etwa 50 µ lang *A. phoenicis* Patouill. et Del.
IV. Wie II, aber pr. Sterigm. 120 µ lang *A. pulverulentus* Mc Alp.
V. Wie IV, aber Sporen doppelt so groß *A. carbonarius* Thom.

Als wahrscheinlich synonym mit *A. niger* betrachten die Verf.: *Sterigmatocystis antacustica* Cramer, *A. echinosporus* Sorok., *A. ficuum* Henn., *A. fuliginosus* Peck, *A. nigrescens* Robin, *A. nigricans* Wreden, *A. phaeocephalus* Dur. et Mont., *St. pseudonigra* Const. et Luc., *A. ustilago* Beck, *A. welwitschiae* Henn.

Über eine Reihe anderer Arten werden kritische Bemerkungen gemacht. Appel (Dahlem).

Steiner, J. Aufzählung der von J. Bornmüller im Oriente gesammelten Flechten. (Annalen naturhist. Hofmus. Wien, XXX, 1916, p. 24—39.)

Eine zusammenfassende Aufzählung aller Flechten, welche J. Bornmüller auf seinen Reisen im Südosten Europas und in Verderasien gesammelt hat. Die meisten Flechten entstammen der Umgebung der Stadt Mudania in Bithynien und der Stadt Amasia in der Provinz Pontus, ferner wurde gesammelt auf den Sultan-dagh bei Aschkaher, bei Smyrna, in Ägypten, Syrien, Palästina, Persien und endlich auf dem Berge Athos. Obschon Flechten nur in zweiter Linie berücksichtigt wurden, so gewähren die angeführten Arten doch einen Überblick über die Flechtenvege-

tation der besuchten Gebiete; die Liste belehrt uns darüber, daß in der Zusammensetzung der Arten die Flechtenvegetation des Orients mannigfach abweicht von derjenigen des südlichen Europas.

Als neu werden beschrieben: *Lecidea enteroleuca* var. *elbursensis* Stnr. nov. var., *Acarospora Bornmülleri* Stnr. nov. spec., *Acarospora microphthalma* var. *insensibilis* Stnr. nov. var., *Lecanora atra* var. *deplanata* Stnr. nov. var. et var. *macedonica* Stur. nov. var.; *Haematomma lydica* Stnr. nov. spec. mit f. *impressula* Stnr. nov. f., *Rinodina luridescens* var. *bithynica* Stnr. nov. var. und *Caloplaca Agardhiana* var. *libanotica* Stnr. nov. var.

Zahlbruckner, A. Lichenes apud J. F. Rock: Palmyra Island with a description of its Flora. (College of Hawaii Publications, Bulletin no. 4, 1916, p. 34—39.)

In der vorliegenden Schilderung der Vegetationsverhältnisse der Palmyra Insel (5° 49' 04' L., 162° 11' 29" L.) werden die folgenden Flechten angeführt: *Anthracothecium libricolum* (Fée) Müll. Arg., *Cyphelium ignobile* A. Zahlbr. nov. spec., *Opegrapha Bonplandi* Fée, *Graphis* (sect. *Eugraphis*) *palmyrensis* A. Zahlbr. nov. spec. *Bacidia medialis* (Tuck.) A. Zahlbr., *Pyxine oceanica* A. Zahlbr. nov. spec. und *Physcia integrata* var. *sorediosa* Wain. Alle Arten in lateinischer Sprache ausführlich beschrieben; die schon bekannten mit Literaturzitaten.

Inhalt.

	Seite
Wollenweber, H. W. Fusaria autographice delineata	1
Paravicini, E. Untersuchungen über das Verhalten der Zellkerne bei der Fortpflanzung der Brandpilze	57
Jaap, O. Weitere Beiträge der Pilzflora der Schweiz	97
Theißen, F. und **H. Sydow.** Die Gattung Parodiella	125
Sydow, H. et **P.** Novae fungorum species — XV	143
Neue Literatur	149
Referate und kritische Besprechungen	156

(Ausgegeben am 10. Juli 1917.)